

Archäobotanische Untersuchungen an zwei neolithischen
Feuchtbodensiedlungen im Schweizerischen Voralpengebiet,
mit besonderer Berücksichtigung der Zweighölzer

Inauguraldissertation

zur

Erlangung der Würde einer Doktorin der Philosophie

vorgelegt der

Philosophisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät

der Universität Basel

von

Petra Zibulski

aus Niederdorf BL

Basel, 2018

Genehmigt von der Philosophisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät

auf Antrag von Prof. Dr. Stefanie Jacomet (Dissertationsleiterin) und Dr. Oliver Nelle
(Korreferent)

Basel, den 21.2.2017

Prof. Dr. Martin Spiess

Dekan

INHALTSVERZEICHNIS

1. EINLEITUNG, FORSCHUNGSSTAND, FRAGESTELLUNG, ZIELE DIESER ARBEIT	4
2. DIE AUFBEREITUNG ARCHÄOBOTANISCHER PROBEN	5
2.1 STAND DER FORSCHUNG	5
2.2 PUBLIKATION 1	8
HOSCH S. & ZIBULSKI P. (2003) THE INFLUENCE OF INCONSISTENT WET-SIEVING PROCEDURES ON THE MACROREMAIN CONCENTRATION IN WATERLOGGED SEDIMENTS. <i>JOURNAL OF ARCHAEOLOGICAL SCIENCE</i> 30 , 849-857	8
2.3 DISKUSSION	18
3. DIE UNTERSUCHTEN FUNDSTELLEN	19
3.1. DIE SIEDLUNG PFÄFFIKON-BURG	19
3.1.1 ARCHÄOLOGISCHER BEFUND	19
3.1.2 DATIERUNG	25
3.1.3 ARCHÄOBOTANISCH UNTERSUCHTE HORGENZEITLICHE FUNDSTELLEN IN DER OSTSCHWEIZ	26
3.1.4 WEITERENTWICKLUNG DER AUFBEREITUNGSMETHODE	27
3.1.5 PUBLIKATION 2	29
ZIBULSKI P. (2010) BOTANIK. IN: EBERLI U: DIE HORGENZEITLICHE SIEDLUNG PFÄFFIKON-BURG. <i>MONOGRAPHIEN DER KANTONSARCHÄOLOGIE ZÜRICH</i> 40 , 236-255	29
3.1.6 DISKUSSION	64
3.2. DIE SIEDLUNG ARBON BLEICHE 3	67
3.2.1 ARCHÄOLOGISCHER BEFUND UND DATIERUNG	67
3.2.2 STAND DER FORSCHUNG: ZWEIGHOLZ	70
3.2.3 PUBLIKATION 3	70
ZIBULSKI P. (2004) ZWEIFE UND KNOSPEN. IN: JACOMET S., LEUZINGER U. & SCHIBLER J.: DIE JUNGSTEINZEITLICHE SEEUFERSIEDLUNG ARBON BLEICHE 3. UMWELT UND WIRTSCHAFT. <i>ARCHÄOLOGIE IM THURGAU</i> 12 , 313-326	70
3.2.4 DISKUSSION	85
4. BILDATLAS ZWEIGANATOMIE	85
4.1 STAND DER FORSCHUNG: ZWEIGANATOMIE	85
4.1.1 MARK	86
4.1.2 XYLEM	86
4.1.3 RINDE	87
4.2 ZUM ZWEIGHOLZATLAS	87
4.2.1 ZIELPUBLIKUM	87
4.2.2 MATERIAL UND METHODEN	88
4.2.3 BESCHREIBUNG DER HOLZARTEN	91
4.2.4 BEOBACHTETE ART- BZW. GATTUNGSSPEZIFISCH WICHTIGE MERKMALE	92
4.3 DISKUSSION	94
4.4 PUBLIKATION 4 (IN VORBEREITUNG)	96
5. ZUSAMMENFASSUNG	96

6. LITERATUR	97
---------------------	-----------

7. ANHANG	106
------------------	------------

PHOTOGRAPHIC ATLAS FOR THE MICROSCOPIC IDENTIFICATION OF TWIGS OF SELECTED CENTRAL EUROPEAN TREES AND SHRUBS	106
--	-----

Dank

Viele Leute haben zum Gelingen dieses Werkes beigetragen. An erster Stelle steht mein Betreuer Fritz Schweingruber (WSL, Birmensdorf), dem ich meinen tiefsten Dank aussprechen möchte. Er hat nicht nur alle Mikrotomschnitte für den Zweigatlas (siehe Kapitel 4 und Anhang) angefertigt, sondern auch mit unerschöpflichem Fachwissen und Begeisterung meine Arbeit begleitet. Meiner Doktormutter Stefanie Jacomet (IPNA, Universität Basel) danke ich für ihre freundliche Einführung in die Archäobotanik. Sie hat mich dazu ermutigt, mehrere meiner bisherigen Arbeiten aufgrund ihres bis heute gültigen und relevanten Inhaltes zusammen als Dissertation einzureichen, obwohl sie ursprünglich nicht als Teile einer Dissertation geplant waren. Mit Alan Crivellaro (Universität Padova) verbanden und verbinden mich hilfreiche Fachgespräche über holzanatomische Fragen. Von vielen Seiten bekam ich Zweige für die Präparate des Zweigatlases, dafür danke ich Fritz Schweingruber, Christoph Brombacher, Angela Schlumbaum, Britta Pollmann, Örne Akeret, Marlu Kühn, Elisabeth Schraner, Annekathi Heitz und Reto Jagher. Sandra Pichler half mir bei Problemen mit der englischen Sprache und Christine Pümpin, Britta Pollmann und Angela Schlumbaum bei technischen Problemen. Von Claudia Scherr, Christoph Brombacher, Angela Schlumbaum und Sandra Pichler bekam ich viele hilfreiche Anregungen und Kommentare zu meinem Text.

Publikation 1 wurde vom Schweizerischen Nationalfonds finanziert, Projektnummer 12-52498-97, Hauptgesuchsteller Jost Bürgi (Amt für Archäologie Thurgau), lokale Projektleitung Urs Leuzinger. Publikation 2 wurde vom Hochbauamt des Kantons Zürich, Kantonsarchäologie, finanziert. Publikation 3 wurde vom Schweizerischen Nationalfonds finanziert, Projektnummer 1253-63539.00, Projektleitung Jost Bürgi (Amt für Archäologie Thurgau), Stefanie Jacomet und Jörg Schibler (Universität Basel, IPNA). Der Fonds zur Förderung von Lehre und Forschung (Freiwillige Akademische Gesellschaft Basel) und die Stiftung zur Förderung der Pflanzenkenntnis (Basel) finanzierten mit namhaften Beträgen grosse Teile des Zweigatlases.

1. EINLEITUNG, FORSCHUNGSSTAND, FRAGESTELLUNG, ZIELE DIESER ARBEIT

Die archäobotanische Wissenschaft entwickelte sich in der Schweiz anhand von Material aus den im 19. Jh. frisch entdeckten Feuchtbodensiedlungen. Oswald Heer (1809-1883) gilt mit seinen Schriften von 1865 und 1872 als einer der Begründer der Archäobotanik. Weitere heute noch bekannte frühe Archäobotaniker sind Ernst Neuweiler (1875-1950) (1905, 1924) und in Süddeutschland Karl Bertsch (1878-1965) (z.B. 1926), der 1941 ein erstes Bestimmungsbuch für prähistorische Samen und Früchte vorlegte. Das Interesse dieser frühen Forscher galt zunächst hauptsächlich dem Sammeln und Bestimmen von prähistorischen Samen und Früchten, was aber bald zur Entdeckung einer zeitabhängigen Entwicklung der gefundenen Kulturpflanzenarten führte (Bertsch & Bertsch 1947). Heutzutage erstreckt sich die Archäobotanik auf sämtliche pflanzlichen Reste (Makroreste: Früchte, Samen, Holz, Blätter, Stängel etc., Mikroreste: Pollen, Sporen) und rekonstruiert aus diesen einerseits die Ökonomie sowie die Vegetation prähistorischer und historischer Zeiten, andererseits die Geschichte der Nahrungspflanzen (Jacomet 2007a). Archäobotanische Informationen tragen auch zur Interpretation archäologischer Befunde bei.

Schon seit über 150 Jahren wecken prähistorische Seeufersiedlungen die Aufmerksamkeit von Archäologen (Menotti & O'Sullivan 2013) und interessierten Laien (Archäologisches Landesmuseum Baden-Württemberg und Landesamt für Denkmalpflege im Regierungspräsidium Stuttgart 2016). Feuchtbodensiedlungen gab es im Alpenvorland über einen langen Zeitraum und über verschiedene Kulturen hinweg (von der jungneolithischen Egolzwiler Kultur bis in die frühe Eisenzeit, in der Schweiz ca. 4300-800 v. Chr., mit Unterbrüchen). Für die moderne Archäologie bieten Feuchtbodensiedlungen durch ihre gute Erhaltung organischer Reste ein ungeheuer reichhaltiges Potential an Erkenntnissen über das Leben und die Wirtschaftsweise unserer Vorfahren. Mit dem Bauboom der 1970er Jahre lebte die archäobotanische Forschung wieder auf. In der Schweiz gilt vor allem der Raum Zürich/Zürichsee, in Süddeutschland die Region Bodensee/Federsee als intensiv archäobotanisch beforscht (Maier 2001, Maier 2004, Jacomet 2006, Jacomet 2007b, Jacomet 2008, Jacomet 2009). Rund um die Alpen¹ sind 732 Feuchtbodensiedlungen bekannt². Zwei dieser Siedlungen aus der Schweiz, Pfäffikon-Burg (ZH) und Arbon Bleiche 3 (TG) werden in dieser Dissertation näher vorgestellt; aus ihnen stammen die archäobotanischen Funde, deren Untersuchung hier ausgewertet wird.

Die hier vorgelegte archäobotanische Dissertation umfasst die Bearbeitung zweier methodischer Probleme, die bei der Aufbereitung von Material aus Feuchtboden-Fundschichten entstehen können, sowie die Analyse von Samen und Früchten bzw. Zweigen aus zwei neolithischen Feuchtbodenfundstellen. Das erste methodische Problem entstand aus der Tatsache, dass vier Schlämmerinnen Material aus derselben Siedlung aufbereiteten und dabei verschieden stark auf das Material einwirkten (siehe Kapitel 2 und Publikation 1). Das zweite methodische Problem wurde ausgelöst durch die Erkenntnis, dass eine üblicherweise angewandte Aufbereitungsmethode für das aufzubereitende Material nicht optimal war, weshalb in der Folge die Aufbereitungsmethode gewechselt wurde (siehe Kapitel 3.1.4 und Publikation 2). Beiden methodischen Problemen ist gemeinsam, dass mit statistischen Methoden

¹ Fundstellen in der Schweiz, in Deutschland, Österreich, Italien, Frankreich und Slowenien

² laut Homepage www.palafittes.org, Stand 12.12.2016. Im Jahr 2011 wurden 111 Siedlungen aufgrund ihrer hervorragenden Funderhaltung und weiterer Alleinstellungsmerkmale unter der Bezeichnung „Prähistorische Pfahlbauten um die Alpen“ in das UNESCO-Weltkulturerbe aufgenommen.

die Folgen für die Interpretation der archäobotanischen Ergebnisse aufgefangen werden mussten und konnten.

Aus der horgenzeitlichen Siedlung Pfäffikon-Burg (siehe Kapitel 3.1), die ins 31. Jh. v. Chr. datiert, wurden die Samen und Früchte untersucht mit dem Ziel, ein umfassendes Bild der auf der Pflanzenwelt beruhenden Ökonomie und Ökologie der Siedlung zeichnen zu können: Was haben die Siedler/innen angebaut und gegessen? War die Siedlung ganzjährig bewohnt? Wurde Handel mit Feldfrüchten betrieben? Zeigen sich im Verlauf der Siedlungsdauer ökologische Auswirkungen der Siedlung auf ihre direkte Umgebung? Wie ist die Siedlung im horgenzeitlichen Kontext einzuordnen? Im Verlauf der Arbeiten am Pfäffikoner Schichtmaterial stellte sich heraus, dass die botanischen Reste zahlreich vorhanden waren, so dass sich die gestellten Fragen beantworten liessen (siehe Publikation 2). Die botanischen Reste kamen zwar zahlreich vor, waren jedoch häufig sehr empfindlich, weich und brüchig. Deshalb wurde eine schonende Methode der Aufbereitung von Feuchtbodenmaterial entwickelt, mit der deutlich mehr botanische Reste die Aufbereitung überstanden als mit der damals traditionell angewandten Nasssiebmethode (siehe Kapitel 3.1.4).

Aus Arbon Bleiche 3 (siehe Kapitel 3.2), einer Fundstelle am schweizerischen Ufer des Bodensees, die ins 34. Jh. v. Chr. datiert, wurde eine bisher wenig beachtete Fundkategorie, nämlich die Zweige, bearbeitet. In Feuchtbodensiedlungen werden üblicherweise sehr viele Zweigfragmente gefunden, aber ihr potentieller Informationswert wurde bisher meist vernachlässigt. Daher stellte sich die Frage, ob aus den Zweigfragmenten ihre mögliche Funktion eruierbar sei. Dienten sie als Tierfutter, als Brennholz, als Isolationsmaterial, waren sie Teile von Artefakten oder einfach bloss Abfall der Holzbearbeitung? Die Untersuchung dieses Zweigmaterials führte zu überraschenden Erkenntnissen und Interpretationen (siehe Publikation 3), gleichzeitig zeigte sich ein Mangel an Bestimmungswerken für sehr junges Holz. Bisher existieren lediglich Hinweise, dass bestimmungsrelevante Merkmale nicht nur im adulten, sondern auch im juvenilen Holz zu finden sind (Schweingruber 1990). Bestimmungstechnisch gänzlich unbeachtet blieben Mark und junge Rinde. Der vorgelegte Fotoatlas (siehe Kapitel 4 und Anhang) möchte diese Lücke schliessen und damit die Bestimmung von Zweigfragmenten erleichtern. Er enthält Beschreibungen der morphologischen Besonderheiten von jungem Holz, Bestimmungsschlüssel und reich illustrierte Artbeschreibungen von 52 einheimischen Holzarten.

2. DIE AUFBEREITUNG ARCHÄOBOTANISCHER PROBEN

2.1 STAND DER FORSCHUNG

Bevor mit der Untersuchung von organischem Material begonnen werden kann, müssen die Proben aus den archäologischen Schichten üblicherweise aufbereitet werden. Das Ziel dieser Aufbereitung ist es, das Feinmaterial (dies kann anorganisch und/oder organisch sein)

möglichst vollständig aus den zu untersuchenden grösseren Sedimentbestandteilen zu entfernen. Hierzu stehen mehrere Methoden zur Verfügung, je nachdem um welche Art von Sedimentmaterial es sich handelt und auf welche Art von organischen Resten fokussiert wird (Struever 1968; Kenward *et al.* 1980; Wagner 1988). In Mitteleuropa wurde in der Archäobotanik bis in die frühen 2000er Jahre zur Gewinnung botanischer Makroreste hauptsächlich die Methode des **Nass-Siebens oder Schlämmens** angewendet³ (Jacomet & Kreuz 1999). Dabei wird das Probenmaterial zuerst einige Stunden in einem Eimer in Wasser eingeweicht⁴, eventuell mit Zusatz von Detergentien (Laugen: Spülmittel, KOH, Calgon; Säuren: Salpetersäure; alle stark verdünnt) (Körber-Grohne 1967, Behre 1983, Hellwig 1990). Die Probe wird dann vorsichtig gerührt und portionenweise auf das oberste Sieb eines Siebsatzes gegossen, wo sie mit Hilfe eines moderaten Wasserstrahls weiter gelöst und fraktionsweise aufgeteilt wird. Mit dieser Methode (ohne Detergentien) wurde auch das Material sowohl aus Pfäffikon-Burg (Kapitel 3.1) als auch aus Arbon Bleiche 3 (Kapitel 3.2) aufbereitet.

Dank der Tatsache, dass in der Forschungsgruppe Archäobotanik an der Universität Basel schon immer grosses Interesse an methodischen Fragen bestand, konnten bestimmte Probleme im Zusammenhang mit dem Nass-Sieben erkannt und beschrieben werden (siehe Kapitel 2.2), und es wurde für empfindliches Material eine schonendere Methode der Probenaufbereitung entwickelt, die hausintern den Namen „Halbflotation“ erhielt. In Kapitel 3.1.4 werden anhand von Material aus Pfäffikon-Burg die Resultate des Schlämmens und der Halbflotation einander gegenübergestellt.

Kenward *et al.* haben für Proben mit hohem Anteil an Sand und Kies bereits 1980 die „**wash-over**“-Methode beschrieben: Man füllt Probenmaterial oder Siebrückstände in einen Eimer und lässt zu etwa einem Drittel bis der Hälfte mit mildem Druck Wasser zulaufen. Der Eimer wird geschwenkt, so dass die leichteren organischen Fragmente an die Wasseroberfläche steigen und auf ein Sieb abgegossen werden können. Der Vorgang wird so lange wiederholt, bis keine organischen Fragmente mehr nach oben steigen. (nach Kenward *et al.* 1980, S. 11). Diese Methode wird schon seit Jahrzehnten an der Universität Basel und vielen anderen Orten unter der Bezeichnung „**Goldwaschen**“ (Jacomet & Kreuz 1999) für Siebrückstände von Mineralbodensedimenten benutzt. Wash-over bzw. Goldwaschen eignet sich für Sedimentmaterial ohne bzw. mit sehr geringem Anteil von Feinmaterial. In diesem Aufbereitungsschritt wird über das spezifische Gewicht der Probenbestandteile eine Auftrennung des Probenmaterials in eine organische und eine anorganische Fraktion erreicht.

Die Methode der **Halbflotation**, die für die Aufbereitung von Feuchtbodensedimenten geeignet ist, benutzt ebenfalls das spezifische Gewicht der Probenbestandteile, um organische und anorganische Reste zu trennen⁵, zusätzlich wird gleichzeitig das Feinmaterial aus der Probe entfernt. Das Vorgehen ist wie folgt: Das Probenmaterial (wassergesättigtes Feuchtbodensediment) wird in kleinen Portionen (ein bis zwei Handvoll) in eine ca. 1 l Schüssel mit Wasser gegeben und mit moderatem Wasserstrahl aus einer Gartenbrause aufgewirbelt. Die

³ Für sandige oder jedenfalls lehm- und tonarme Proben stand alternativ auch die Methode der **Flotation** zur Verfügung, bei der ein Flotationsapparat mit relativ grossem Wassertank verwendet wird und Wasser von unten zuläuft. Partikel, die spezifisch leichter sind als Wasser, werden dadurch an die Wasseroberfläche getrieben und können am Überlauf abgeschöpft werden. Siehe z.B. White & Shelton (2014).

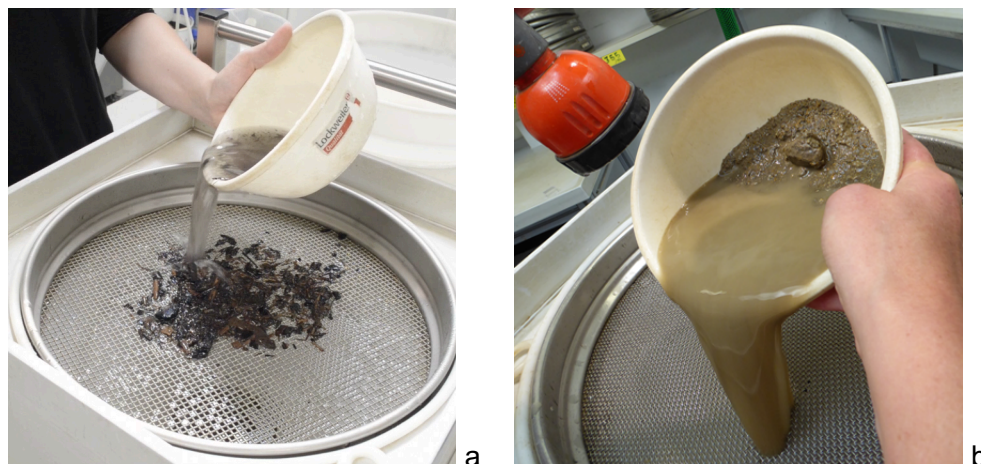
⁴ Stark lehmhaltige und deswegen schlecht lösliche Proben können vorgängig eingefroren werden (Vandorpe & Jacomet 2007).

⁵ In Feuchtbodensedimenten ist der Anteil an Anorganischem oft sehr klein.

Schüssel wird dabei schräg gehalten oder geschwenkt, so dass alles was sich lösen oder aufwirbeln lässt, in kurzer Zeit über den Rand der Schüssel auf das oberste Sieb eines Sieb-satzes schwimmt (Abb. 1). Dadurch dass immer nur kleine Mengen Probenmaterial auf ein-mal verarbeitet werden und dieses auch nur kurz im bewegten Wasser schwimmt, dabei aber niemals vom Strahl der Brause direkt getroffen wird, ist die Belastung für empfindliche organische Reste relativ klein.

Die weitere Probenaufbereitung erfolgt in den Sieben: wenn sich im obersten Sieb des Sieb-satzes nicht mehr als eine dünne Schicht organisches Probenmaterial angesammelt hat, wird es mit wenig Wasserdruck kurz mit der Brause durchgespült, um die kleineren Reste so-wie noch vorhandenes Feinmaterial nach unten auf das nächste Sieb zu transportieren. So wird mit allen Sieben verfahren. Die anorganische Fraktion, die jeweils in der Schüssel zu-rückbleibt, wird je nach Fragestellung entweder gesamthaft gesammelt oder ebenfalls nach Restgrösse aufgetrennt.

Abb. 1: Halbflotation von Feuchtbodenmaterial (a) bzw. Mineralbodenmaterial (b).
Fotos: a Giovanni di Stefano, IPNA. b Petra Zibulski, IPNA.



Die Methode der Halbflotation, falls nötig mit vorgängigem Einfrieren des Probenmaterials (Vandorpe & Jacomet 2007), wird an der Uni Basel mittlerweile standardmässig für Feucht- und Mineralbodensedimente eingesetzt. Sie verbreitet sich in der Schweiz und in Deutsch-land und auch in anderen Ländern (z.B. Slowenien, Tolar *et al.* (2010)). Die Halbflotation gehört ebenso wie die Wash-over-Methode methodisch zu den Flotationsverfahren, die all-gemein aufgrund besserer Resultate die Nass-Sieb-Verfahren abgelöst haben (Shelton 2009; White & Shelton 2014). Im englischen Sprachraum werden sowohl Goldwaschen als auch Halbflotation als „wash-over“ bezeichnet.

2.2 PUBLIKATION 1

HOSCH S. & ZIBULSKI P. (2003) THE INFLUENCE OF INCONSISTENT WET-SIEVING PROCEDURES ON THE MACROREMAIN CONCENTRATION IN WATERLOGGED SEDIMENTS. *JOURNAL OF ARCHAEOLOGICAL SCIENCE* **30**, 849-857

DOI: 10.1016/S0305-4403(02)00263-7

Diese Publikation entstand im Rahmen des Nationalfonds-Projektes zur naturwissenschaftlichen Auswertung der Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3 (Projektnummer 12-52498-97). Sie erschien unter zwei Autorinnen; die Kapitel 1, 2, 4 und 5 wurden von beiden Autorinnen gemeinsam geschrieben, Kapitel 3.1 stammt von mir und 3.2 von S. Hosch.



The influence of inconsistent wet-sieving procedures on the macroremain concentration in waterlogged sediments

Sabine Hosch^{*}, Petra Zibulski

Seminar für Ur-und Frühgeschichte, University of Basel, CH-4056 Basel, Switzerland

Received 6 February 2002; received in revised form 19 June 2002; accepted 11 October 2002

Abstract

In this investigation we discuss the effects of different procedures during the recovery of samples of waterlogged sediments. Seventy-three samples of a Neolithic cultural layer were recovered by the wet-sieving technique. Different operators processed the samples and although they got the same instructions, they handled the material in different ways. Samples showed quantitative as well as qualitative differences in their macroremain composition. Using statistical methods (analysis of variance and correspondence analysis) we could analyse which differences were a consequence of inconsistent wet-sieving. The taxa appearing in the samples were unequally affected: some were almost completely eliminated by intensive wet-sieving, some were only slightly reduced, and some were not affected. It could be demonstrated that the number of fragile remains e.g. cereal chaff remains and *Malus sylvestris* pericarp fragments were reduced by increasing wet-sieving intensity, but more or less round and robust remains were scarcely affected. To conclude, we suggest a less destructive recovery technique for plant macroremains and give some advice on how to deal with biased data.

© 2003 Elsevier Science Ltd. All rights reserved.

Keywords: Wet-sieving; Water-screening; Waterlogged sediments; Macroremains

1. Introduction

In archaeobotany different recovery techniques exist, among which wet-sieving and flotation (with and without chemical additives) are the two most commonly used ones. For example, Badham and Jones [1], Wagner [10], and Pearsall [8] describe comparative investigations of different recovery techniques. They conclude that although flotation is the more gentle technique to recover botanical macroremains compared to wet-sieving with a set of sieves, it is not the appropriate technique for every material. Flotation is well suited for sandy sediments with light carbonised macroremains, but less suited for claylike samples of mineral soil, and waterlogged material. Water-saturated plant macrofossils do not float to the surface and cannot be decanted. Wet-sieving is considered an appropriate alternative for waterlogged sediments [8]. The disadvantage of wet-

sieving is the danger of destroying or losing fragile remains by sieving them through a stack of sieves [1,10].

It is not surprising that different recovery techniques result in different sets of data [8,10]. Some comparative investigations on different kinds of flotation or wet-sieving procedures list their advantages and disadvantages [1,6,7,10], but we do not know any publication on wet-sieving effects on macroremains, although this is a common recovery technique in Central Europe [3].

The aim of this investigation is to demonstrate the impact of the recovery technique on the results of macroremain analyses. We do not discuss fundamentally different recovery techniques but we compare variations within one kind of recovery technique, wet-sieving. Waterlogged sediments of the organic layer of the Neolithic lake shore site of Arbon-Bleiche 3 on Lake Constance (Canton of Thurgau, Switzerland) were wet-sieved. Different operators, who were advised to recover the samples, treated the material differently although they got the same instructions. As a consequence we detected qualitative and quantitative differences in the

^{*} Corresponding author. Fax: +41-61-201-02-35

E-mail address: sabine.hosch@unibas.ch (S. Hosch).

samples we analysed. So we did not have a systematically planned experiment with equal numbers of samples for each variation of recovery technique, but we encountered a more or less unintentional distribution. Wagner [10] mentioned that, in general, it is not only problematic to directly compare samples of different sites, but also samples within sites, because differences may arise even when using the same recovery technique. Because we found considerable differences between the samples processed by different operators, our research goal was to work out which differences actually arose by the varying wet-sieving procedures and which plant macrofossils were influenced to a considerable degree. In addition, we discuss features of appropriately and not appropriately wet-sieved samples and describe a tested technique to recover waterlogged material.

2. Methods

2.1. Wet-sieving

Seventy-three organic samples of the Neolithic lake shore site Arbon-Bleiche 3 (3384–3370 BC) were wet-sieved with a stack of two sieves with mesh sizes of 2 and 0.5 mm. The volume of the samples was around 3 l of sediment, since during preliminary experiments this volume proved to be optimal [2]. All samples consisted of organic sediment with very few clay and stones. The material was spread out in portions in the top sieve (mesh size of 2 mm) and sprayed with an appropriate mist of water until the dirt and small remains were washed down to the lower sieve (mesh size of 0.5 mm). Later, the contents of the latter sieve were processed in the same manner.

For the most part the wet-sieving was done at the end of the excavation by operators with no experience in the subject. Although they got the same instructions and were told to treat the sediment carefully, we found differences in content and volume of the wet-sieved samples that could be put down to different procedures.

A—14 samples: The wet-sieving was done very carefully, almost without agitation of the sediment in the sieve. Operator A needed about 2 h per sample. The A-samples are called ‘incompletely wet-sieved’.

B—12 samples: The samples were wet-sieved carefully almost without agitating the sediment in the sieves. Operator B needed about 3 h per sample. The B-samples are called ‘carefully wet-sieved’.

C—22 samples: The samples were wet-sieved rather intensively. The material in the sieves was frequently agitated by hand. The person wore rubber gloves most of the time and needed almost 3 h per sample. The C-samples are called ‘intensively wet-sieved’.

D—25 samples: In this category, we assigned samples that we did not exactly know in which manner were wet-sieved. Twenty-four of the 25 samples were

processed during the excavation including 17 samples analysed for an earlier investigation [2]. The D-samples are called ‘unknown wet-sieving’.

2.2. Analysis and counting

We proceeded with the analysis and counting as described in Ref. [2]. Since the samples were very rich in plant macrofossils we randomly took subsamples. According to van der Veen and Fieller [9] every sample requires at least 384 items to reach an accuracy of 95%. In contrast to the method of van der Veen and Fieller we worked with two different mesh sizes which contained to a large extent different plant taxa. The amount of seeds in the two fractions of a given sample was very unequal, so that it was not possible to analyse the same volume of each fraction. Following the advice of Dr P. Jordan, the official statistical consultant of the University of Basel, we decided to count at least 384 items in every fraction to achieve a representative result for the plant taxa of every fraction separately. For this reason we needed an average volume of 7 ml for the small fraction and 350 ml for the big fraction.

To avoid repeated counts of the same fragmented item, we only counted biologically unique features (e.g. hilum, tip) of the frequently occurring items. For broken big items such as *Corylus avellana* shell fragments, *Fagus sylvatica* pericarps, *Malus sylvestris* seeds, *M. sylvestris* pericarps and *Quercus* sp. pericarps, this did not appear to be reasonable because their entire hilum is only rarely found or they do not have any unique features. We decided to count fragments of big items in the big fraction alone.

After counting a statistically representative number of macroremains in both fractions, we calculated the concentrations of all taxa found as items per litre of sample.

2.3. Statistical analysis

During the analysis we detected indications of variable distributions of macrofossils according to archaeological structures at the excavation site (houses, alleys). Some remains appeared more numerous in the alleys [2] (Hosch, in preparation). It, therefore, was necessary to statistically separate the effects attributed to the archaeological structures from those of the varying procedures of wet-sieving. We applied a two-way analysis of variance (factors: wet-sieving, archaeological structures) to find out which differences resulted from wet-sieving only. Differences based on the archaeological structures are not the topic of this paper. We applied the statistic programs SAS 10.0 and JMP 3.2.2. For the analyses of variance we used the concentrations (items per litre of sample) of all taxa occurring with a minimal ubiquity of 50%.

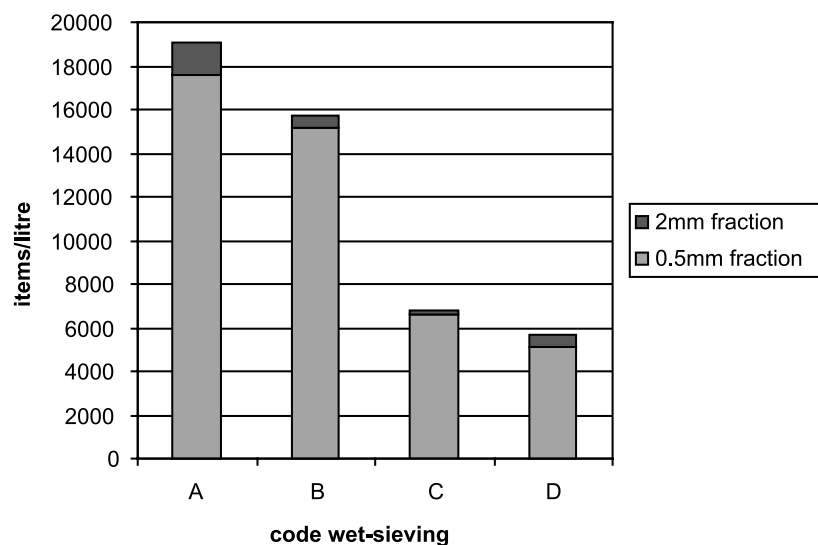


Fig. 1. Average concentration of the macroremains divided according to the two fractions and the wet-sieving procedures. Code wet-sieving: (A) incompletely wet-sieved (14 samples); (B) carefully wet-sieved (12 samples); (C) intensively wet-sieved (22 samples); (D) unknown wet-sieving (25 samples).

By correspondence analysis samples can be tested on their similarity according to their species composition. We applied a correspondence analysis to the water-logged crop plants (*Triticum dicoccum*, *Triticum monococcum*, *Triticum aestivum/durum/turgidum*, *Hordeum vulgare*, *Linum usitatissimum*, *Papaver somniferum*) and all weeds and herbs, which showed a minimal ubiquity of 10%. The analysis was done with the raw data of the small fraction, since we always counted approximately the same number of plant remains. We applied the program Canoco 4.0 for Windows.

3. Results

3.1. Consequences of the inconsistent wet-sieving on the concentration of macrofossils

Considering the total concentration of macrofossils (Fig. 1) it is obvious that most items were found in the small fraction. The big fraction adds only 6% to the total concentration of macrofossils. Since the big fraction mainly contained taxa that are different from those in the small fraction, these taxa would have been heavily underrepresented or not found at all, if we had counted the required 384 items [9] without building fractions. In the following, the consequences of the different wet-sieving procedures will always be discussed separately for the two fractions, thus showing the effects on both fractions. We will mainly discuss the results of the

wet-sieving procedures A, B, and C. The D-samples (unknown wet-sieving) cannot be compared directly with the A-, B-, and C-samples, because the majority of the wet-sieved samples on the excavation site had a larger volume (10 l instead of 3 l) and the volumes of the subsamples were larger too (counted up to 550 items instead of 384 items). This resulted in higher numbers of taxa.

Fig. 2 shows the concentrations of the two fractions (Fig. 2a, b) and the number of taxa (Fig. 2c) found in the A-, B-, C-, and D-samples. The concentrations decrease in both fractions from A (incompletely wet-sieved) to B (carefully wet-sieved) to C (intensively wet-sieved). For the 2-mm fraction the decrease seems to be continuous, whereas in the 0.5-mm fraction the difference between A and B is small but that between B and C is noticeable. The same can be seen for the number of taxa.

We now will describe the consequences of each variation of wet-sieving separately. The A-samples (incompletely wet-sieved) show the highest concentrations of macrofossils. Unfortunately, the water of both fractions of the A-samples was clouded by many small floating particles, which hindered sight and therefore prolonged the sorting time considerably. Another effect of the incomplete wet-sieving was that small seeds remained in the 2 mm sieve, i.e. the fractions were not sufficiently separated, therefore increasing the concentration of the 2-mm fraction by approximately 500 items per litre.

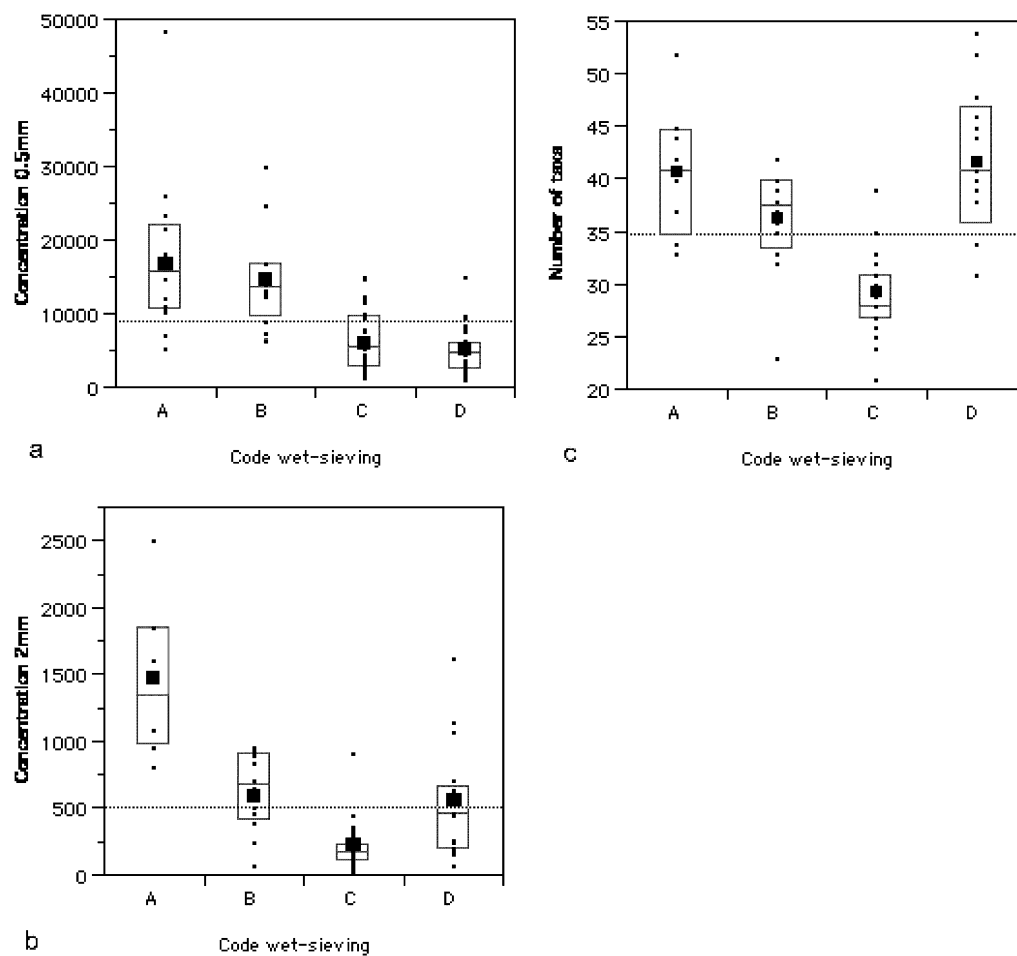


Fig. 2. Concentrations (items per litre of sample) of the 0.5-mm (a) and 2-mm fraction (b) and number of taxa (c) divided according to the different wet-sieving variations. Small dot, single value; big dot, group mean; box plot, 25%, median, 75%. The horizontal line gives the overall mean. Code wet-sieving: (A) incompletely wet-sieved (14 samples); (B) carefully wet-sieved (12 samples); (C) intensively wet-sieved (22 samples); (D) unknown wet-sieving (25 samples).

The presence of small seeds in the 2-mm fraction reduces the number of counted bigger items, and because of that the statistically correct counting of bigger items becomes uncertain. However, if we did not count the small seeds in the big fraction, they were missing in the overall concentration.

In the B-samples (carefully wet-sieved) the fractions were well separated and the water was almost clear. The macrofossil concentration of the B- and A-samples was not statistically different in the 0.5-mm fraction, but in

the 2-mm fraction the concentration of the B-samples was significantly smaller than that of the A-samples. This was mainly attributed to a reduction of *Malus sylvestris* pericarps and *Abies alba* needles.

Quite a high loss of macroremains was found in the C-samples (intensively wet-sieved). This loss similarly affected both fractions. Some taxa were not found at all, appeared only occasionally, or were very fragmented. The most considerable loss in the C-samples corresponded to the almost entire lack of waterlogged

Table 1
Results of the analyses of variance concerning the factor wet-sieving

Results of the analyses of variance:		
$P < 0.05$	$0.05 \leq P < 0.2$	$P \geq 0.2$
Crop plants		
Cereals chaff wl	Cereals chaff ca	Cereals grains ca
Cereals pericarps wl	<i>Triticum aestivum</i> grains ca	<i>Triticum dicoccum</i> GB ca
<i>Triticum dicoccum</i> GB wl		<i>Triticum aestivum</i> RS, G ca
<i>Triticum aestivum</i> RS wl		<i>Hordeum vulgare</i> grains ca
<i>Linum usitatissimum</i> whole seeds wl		<i>Hordeum vulgare</i> RS ca
<i>Linum usitatissimum</i> capsule fragments wl		<i>Linum usitatissimum</i> seed fragments wl
		<i>Papaver somniferum</i> seeds wl
Collected and wild plants		
<i>Abies alba</i> needles wl	<i>Arctium</i> sp. achenes wl	<i>Alnus</i> sp. nutlets wl
<i>Cerastium fontanum</i> -type seeds wl	<i>Betula</i> sp. nutlets wl	<i>Brassica rapa</i> seeds wl
<i>Fagus sylvatica</i> pericarps wl	<i>Lycopus europaeus</i> nutlets wl	<i>Corylus avellana</i> nutshells wl
<i>Malus sylvestris</i> pericarps wl		<i>Fragaria vesca</i> nutlets wl
<i>Malus sylvestris</i> seeds wl		<i>Lapsana communis</i> achenes wl
<i>Quercus</i> sp. pericarps wl		<i>Moehringia trinervia</i> seeds wl
<i>Silene cretica</i> seeds wl		<i>Physalis alkekengi</i> seeds wl
<i>Viscum album</i> berries wl		<i>Prunella vulgaris</i> nutlets wl
		<i>Prunus spinosa</i> stones wl
		<i>Rosa</i> sp. nutlets wl
		<i>Rubus fruticosus</i> stones wl
		<i>Rubus idaeus</i> stones wl
		<i>Verbena officinalis</i> schizocarps wl

The taxa with significantly different concentrations attributed to wet-sieving A, B, C, i.e. the most damageable items, are listed in the column on the left, taxa without significant differences are listed on the right. Taxa with a tendency to be influenced by inconsistent wet-sieving are listed in the centre. Level of significance: $P < 0.05$. We included all macrofossils occurring with a minimal ubiquity of 50%. 'Cereals': the sum of the four cereal taxa, only distinguished by remain type (chaff, grain) and preservation (waterlogged, carbonised).

Abbreviations: wl, waterlogged; ca, carbonised; RS, rachis segment; GB, glume base; G, glume.

cerealia chaff remains. The carbonised cerealia chaff remains were also significantly reduced but their loss was not as considerable as the loss of the waterlogged ones. Cerealia pericarps, *Linum usitatissimum* capsule fragments, *Malus sylvestris* seeds and pericarps, *Cerastium fontanum* seeds, and *Abies alba* needles were also reduced by fragmentation. Some seeds which we found only occasionally in the A- and B-samples were not found in the C-samples.

The different variations of wet-sieving do not have the same effect on all macrofossils. For some taxa the two-way analyses of variance result in high values of significance for the factor wet-sieving, other taxa are not affected (Table 1). In the small fraction, waterlogged cereal chaff remains, cereal pericarp fragments, and *Linum usitatissimum* capsule fragments are most affected by the treatment during the recovery. Intensively wet-sieved, these three remain types show almost total losses, and since they appear frequently in A, they are basically responsible for the decreasing concentration ($A > B > C$) in the small fraction. The *L. usitatissimum* seeds also contribute to the concentration decrease. Comparing the concentrations of whole *Linum* seeds and *Linum* seed fragments with hilum, we find that the seeds break into pieces with increasing wet-sieving intensity: the whole

seeds clearly decrease whereas the concentration of the fragments does not change. The proportion of *Linum* seed fragments therefore increases. The carbonised cereal remains are less numerous but are nevertheless very important for subsistence archaeology. We therefore detected with relief that at least the concentration of the cereal grains was not affected by the inconsistent wet-sieving. The grains are better protected from breaking into pieces or crushing probably due to their compact shape. This is not true for carbonised cereal chaff remains—from A to C they got reduced by more than half.

In the 2-mm fraction pericarp fragments of *Malus*, *Quercus* and *Fagus* proved to be the most delicate items. This can be explained by the fact that these remains appear as more or less large fragments, which may easily break into pieces by intensive wet-sieving and then get lost. The *Malus* pericarps are the most frequent remains in the A-samples and they become almost completely eliminated via B to C. *Abies* needles take the same course. However, not very surprising, *Corylus* shell fragments and *Prunus spinosa* stones prove to be very robust. In the 0.5-mm fraction small, more or less round seeds, e.g. *Brassica rapa*, *Fragaria vesca*, *Moehringia trinervia*, and *Papaver somniferum* are the most resistant against the impact of the wet-sieving.

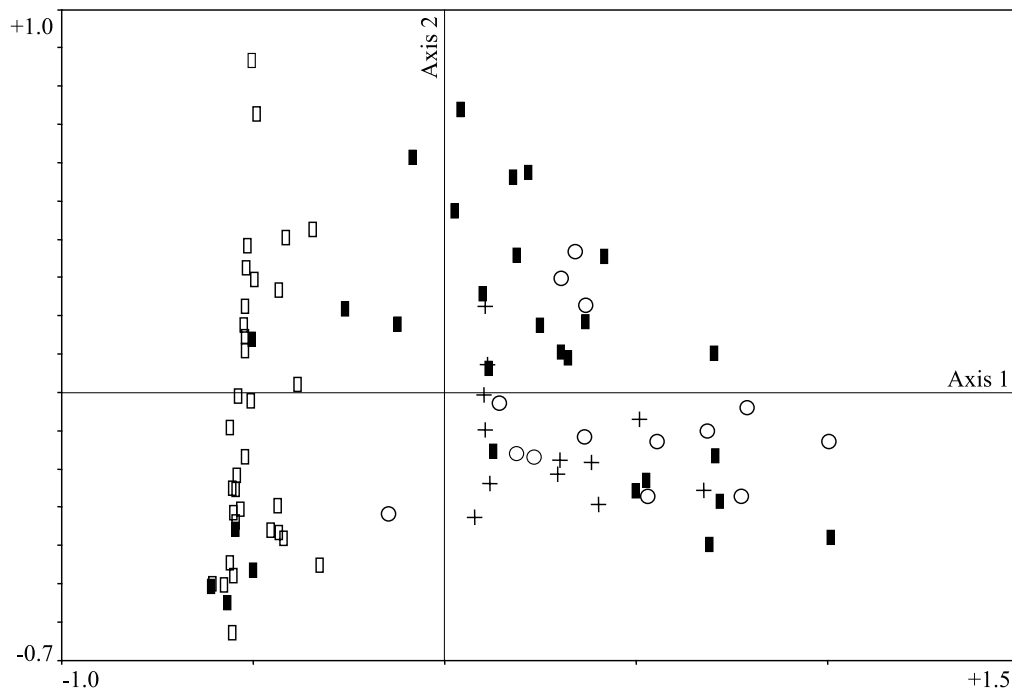


Fig. 3. Distribution of the inconsistently wet-sieved samples attributed to the correspondence analysis. Cumulative percentage variance accounted for by axes 1 and 2 is 21.7 and 11.7%, respectively. Circles, sample A/incompletely wet-sieved; crosses, sample B/carefully wet-sieved; empty boxes, sample C/intensively wet-sieved; black boxes, sample D/unknown wet-sieving.

3.2. Grouping of the samples according to their macrofossil composition

The results of the correspondence analysis are shown in Fig. 3 and Table 2. The effects due to inconsistent wet-sieving are strong enough to group the samples along the first axis according to intensively and carefully wet-sieved samples, respectively (Fig. 3): the C-samples are on the left-hand side of the axis and the A- and B-samples are on the right-hand side. At the same time the correspondence analysis indicates which taxa caused this pattern; i.e. we may deduce from the patterning which macrofossils are influenced by the inconsistent wet-sieving. The less affected ones are grouped with the intensively wet-sieved samples and the more affected ones with the carefully wet-sieved samples (Table 2).

The larger part of the D-samples groups with the carefully wet-sieved samples and a smaller part groups with the intensively wet-sieved samples (Fig. 3).

4. Discussion

One intention of this paper was to answer the question: what does an appropriately wet-sieved sample look like? The results mentioned above clearly show that the contents of our C-samples are badly damaged by the wet-sieving (Fig. 2), so we cannot call them appropriately wet-sieved. This does not need any further discussion.

The case of the A- and B-samples seems slightly more complicated. From Figs. 1 and 2, we inevitably get the idea that the A-samples are the more appropriate ones, since they not only contain the highest concentrations but also the highest numbers of taxa. In spite of the indisputably high numbers of macrofossils in the A-samples, we think that they cannot be called appropriately wet-sieved, because they have a high proportion of tiny floating particles, which prove to hinder sorting. In cloudy samples it is easy to overlook macroremains and sorting is extremely time-consuming. Moreover, we

Table 2
Assignment of the macrofossils attributed to the correspondence analysis shown in Fig. 3

Results of the correspondence analysis:	
Macrofossils grouped with the A-and B-samples: influenced by wet-sieving	Macrofossils grouped with the C-samples: not influenced by wet-sieving
Crop plants	
<i>Triticum dicoccum</i> GB	<i>Linum usitatissimum</i> seeds
<i>Triticum aestivum</i> RS	<i>Papaver somniferum</i> seeds
<i>Triticum monococcum</i> GB	
<i>Hordeum vulgare</i> RS	
<i>Linum usitatissimum</i> capsule fragments	
Wild plants	
<i>Camelina sativa</i> seeds	<i>Brassica rapa</i> seeds
<i>Campanula rapunculoides</i> seeds	<i>Clinopodium vulgare</i> nutlets
<i>Cerastium fontanum</i> seeds	<i>Lapsana communis</i> achenes
<i>Eupatorium cannabinum</i> achenes	<i>Lycopus europaeus</i> nutlets
<i>Myosoton aquaticum</i> seeds	<i>Mentha aquatica</i> nutlets
<i>Polygonum aviculare</i> nutlets	<i>Moeblingia trinervia</i> seeds
<i>Silene cretica</i> seeds	<i>Polygonum persicaria</i> nutlets
<i>Solanum nigrum</i> seeds	<i>Prunella vulgaris</i> nutlets
<i>Sonchus asper</i> achenes	<i>Ranunculus repens</i> nutlets
<i>Urtica dioica</i> seeds	<i>Schoenoplectus lacustris</i> seeds
	<i>Silene alba</i> seeds
	<i>Verbena officinalis</i> schizocarps

We included all waterlogged crop plants and wild plants of the 0.5-mm fraction occurring with a minimal ubiquity of 10%. The taxa listed in the left column proved to be the more damageable ones. A-samples: incompletely wet-sieved, B-samples: carefully wet-sieved, C-samples: intensively wet-sieved.

also mentioned that there might be statistical problems if the fractions are not completely separated. Following the above arguments, we do not consider the A-samples appropriately wet-sieved despite their large numbers of macrofossils. In comparison to the A-samples, the time required to sort the B-samples is reasonable but their species spectrum is smaller than that of the A-samples. Only the 0.5-mm fraction of the B-samples, which is statistically not different from the A-samples, can be considered appropriately wet-sieved. In the 2-mm fraction the concentration of the A-samples is significantly higher than that of the B-samples. The difference is mainly attributed to small seeds, which account for a third in the 2-mm fraction of the A-samples. This feature and the high amount of small particles reveal the A-samples to be incompletely wet-sieved. But also without the small seeds, the concentration of the A-samples is higher than that of the B-samples. The big fractions of the B-samples were wet-sieved slightly too long, what may have resulted in first losses of macroremains. However, we prefer the B-samples to the A-samples. It seems that the best condition of a sample lies somewhere in between A and B, but closer to B.

As mentioned previously, the D-samples are not directly comparable with the other samples due to the higher volumes of the D-samples and -subsamples. Moreover, we do not know exactly in which way the samples were wet-sieved on the excavation site. Since we discovered the enormous qualitative and quantitative

differences as a consequence of the inconsistent wet-sieving, we combined all unknown wet-sieved samples in one separate category. The correspondence analysis grouped most of the D-samples with the A- and B-samples (Fig. 3). This means, that in the majority of cases, wet-sieving on the excavation site was done carefully. Moreover, we can deduce which D-samples were wet-sieved appropriately. Above all, this will be important for further analyses (Hosch, in preparation). The inconsistent wet-sieving causes partly different macrofossil combinations in the samples by increasing percentages of more robust taxa. The patterning of the samples by the correspondence analysis is probably mainly a consequence of the total loss of the waterlogged cereal chaff remains and the waterlogged *Linum* capsule fragments in the intensively wet-sieved samples. Possibly existing patterns resulting from ecological factors, human activities, or archaeological structures that we hoped to find by the correspondence analysis are therefore influenced or masked.

Comparing the results of the analyses of variance (Table 1) and the correspondence analysis (Table 2) we find consistency in all taxa which were included in both analyses. We interpret those taxa grouped with the A- and B-samples to be rather damageable items and those grouped with the C-samples to be rather robust. The agreement between the two different analyses confirms that the correspondence analysis grouped the samples according to wet-sieving effects.

5. Conclusions

In this paper we described different variations of the wet-sieving technique. Pearsall [8] described wet-sieving as the most appropriate recovery technique for waterlogged material. However, we think the method described by Kenward et al. [4] is considerably more appropriate, at least for moderate sample volumes: “The sample is placed in a bucket and hot (or cold-the authors) water added. The sediment is disaggregated by being gently agitated by hand and, when it has begun to break down the bucket is tilted over the 300 micron-mesh sieve so that a stream of water can flow over the sample and onto the sieve. The process is continued until little or no more fine material passes the mesh, and the sample is thoroughly disaggregated. (...) (Inorganic material is being left in the bucket and is put aside.-the authors) Next, the residue is returned to the bucket and the bank of sieves set up with the 300 micron-mesh sieve at the base. The residue is placed in the top sieve and washed down the column with a gentle stream of water” [4, p. 8]. This method was also preferred by Badham and Jones [1], who called it ‘wash-over’.

Besides improving the wet-sieving technique it seems to be important to us, that the sediment of one excavation is processed by as few operators as possible, that they are sufficiently supervised and if necessary it should be tested during the analysis whether there arise differences due to the wet-sieving technique. This can be tested by applying an analysis of variance on the presumably damageable items. Care should be taken that differences attributed to archaeological structures are not mixed with recovery problems.

So far this paper dealt with the comparability of samples within one site. But what about comparing different sites? This seems to be even more difficult. Possible quantitative measurements for comparisons of settlements are concentrations, ubiquity, and proportions. Most commonly concentrations of taxa are applied. With the above-mentioned knowledge we realised that this is not unconditionally possible, since according to the inconsistency of wet-sieving, big differences may arise. For the present investigation comparisons based on concentrations are only adequate for macrofossils without wet-sieving impact (Tables 1 and 2: right column). A comparison based on ubiquity is possible for all taxa, which do not show complete losses in intensively wet-sieved samples. Another possible method of comparing samples of different archaeological structures of excavations is the use of the comparison ratios suggested by Miller [5] which put proportions of different taxa in relation to each other. However, using comparison ratios proved not always to be unproblematic, since proportions of some macroremains within a sample may change by inconsistent processing. Therefore only those macroremains should be compared,

which proved to react in the same way to well-known disturbing influences (in this case recovery technique). For example, we think that it is adequate to compare the various cereal species, provided that the same preservation and remain type will be compared, e.g. the ratio of waterlogged chaff remains of *T. dicoccum* and *T. aestivum/durum/turgidum*. For the presented analysis, however, it would not be very meaningful, to compare, e.g. the ratio of waterlogged and carbonised chaff remains of *T. dicoccum* or the ratio of crop plants and collected plants.

Undoubtedly biased data should be avoided. But if they occur we would like to emphasise, that generally there are two possibilities to analyse biased data: apply a statistical analysis to absolute counts to standardise the data (the whole data set can be used) or if this is not appropriate or desired, analyse the excavation on the basis of the best or least biased samples.

Acknowledgements

First we would like to thank our colleagues who were hired for the wet-sieving, although we were not always satisfied with their work. As a consequence of the emerging problems, we got the opportunity to consider our methodological know how. We are grateful to Professor S. Jacomet for her helpful comments and for her interest in methodological problems. We wish to thank Dr P. Jordan and Professor E. Lüdén, who helped to apply the appropriate statistical tests and programs. The Amt für Archäologie des Kantons Thurgau put the samples at our disposal and we got financial support from the Swiss National Foundation.

References

- [1] K. Badham, G. Jones, An experiment in manual processing of soil samples for plant remains, *Circaea* 3 (1) (1985) 15–26.
- [2] S. Hosch, S. Jacomet, New aspects of archaeobotanical research in Central European Neolithic lake dwelling sites, *Environmental Archaeology* 6 (2001) 61–73.
- [3] S. Jacomet, A. Kreuz, *Archäobotanik*, Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart, 1999.
- [4] H.K. Kenward, A.R. Hall, A.K.G. Jones, A tested set of techniques for the extraction of plant and animal macrofossils from waterlogged archaeological deposits, *Science and Archaeology* 22 (1980) 3–15.
- [5] N.F. Miller, Ratios in paleoethnobotanical analysis, in: C.A. Hastorf, V.S. Popper (Eds.), *Current Paleoethnobotany*, The University of Chicago Press, Chicago/London, 1988, pp. 72–85.
- [6] D. de Moulins, Sieving experiment: the controlled recovery of charred plant remains from modern and archaeological samples, *Vegetation History and Archaeobotany* 5 (1996) 153–156.
- [7] S. Payne, Partial recovery and sample bias: the result of some sieving experiments, in: E.S. Higgs (Ed.), *Papers in Economic Prehistory*, University Press, Cambridge, 1972, pp. 49–64.

- [8] D.M. Pearsall, *Paleoethnobotany. A Handbook of Procedures*, Academic Press, San Diego, 1989.
- [9] M. van der Veen, N. Fieller, Sampling seeds, *Journal of Archaeological Science* 9 (1982) 287–298.
- [10] G.E. Wagner, Comparability among recovery techniques, in: C.A. Hastorf, V.S. Popper (Eds.), *Current Paleoethnobotany*, The University of Chicago Press, Chicago/London, 1988, pp. 17–35.

2.3 DISKUSSION

Einige Wissenschaftler/innen haben schon früh erkannt, dass verschiedene Aufbereitungsmethoden zu verschiedenen Resultaten führen, die die Vergleichbarkeit der Resultate erschweren oder sogar verunmöglichen (Hole *et al.* 1969; Munson *et al.* 1971; Payne 1972; Wagner 1988). Durch unsere Untersuchung wurde zusätzlich erkannt, dass dies auch bei derselben Aufbereitungsmethode (hier Nass-Sieben) am selben Material, aber durch verschiedene Schlämmerinnen passieren kann, trotz gleichlautender Instruktion und einführender Demonstration. Das Problem wurde eher zufällig erkannt. Während der Arbeit am Mikroskop (Auslesen der botanischen Reste aus den geschlämmten Proben) fiel zuerst auf, dass das Wasser der 2 mm-Fraktion in manchen Proben klar und in anderen trübe war, und dass Proben mit klarem Wasser sich inhaltlich mengenmässig sehr stark unterscheiden konnten. Erst nachdem alle Proben fertig ausgelesen waren, kam langsam der Verdacht auf, dass diese Unterschiede unter anderem auch mit dem Nass-Sieben zusammenhängen könnten. Unterschiede aufgrund des Schlämmpersonals waren damals noch weitgehend unbekannt, weswegen die Namen der Schlämmerinnen auf den Schlämmprotokollen nicht abgefragt wurden (siehe Jacomet & Kreuz 1999, S. 116). Anhand der Handschriften auf den Schlämmprotokollen gelang es, bei 48 von 73 Proben die Schlämmerin zu identifizieren (drei Schlämmerinnen: Proben A, B und C). Bei 25 Proben konnte die Schlämmperson nicht eruiert werden (Proben D); 24 davon waren auf der Grabung geschlämmt worden, möglicherweise von verschiedenen Personen⁶. Eine zweifaktorielle Varianzanalyse⁷ ergab eine hohe Signifikanz für Unterschiede zwischen den Schlämmerinnen. Es war daher zwingend nötig, erst die Folgen dieser Unterschiede statistisch aufzuarbeiten, bevor die Interpretationen der archäobotanischen Funddichten und -verteilungen begonnen werden konnten. Für quantitative archäobotanische Analysen konnten in der Folge nur 33 der 73 Proben verwendet werden, für Stetigkeitsanalysen hingegen alle 73 Proben (Hosch & Jacomet 2004).

Heutzutage ist man sich bewusst, dass auch die Probenaufbereitung ein wichtiger Teil der archäobotanischen Analyse ist. Unabhängig von der angewandten Aufbereitungsmethode sollte das Personal ausreichend trainiert werden (Pearsall 2015; White & Shelton 2014). Dass damit konsistente Resultate erzielt werden können, konnten Steiner *et al.* (2015) zeigen.

⁶ Dieser Gedanke liegt nahe, wenn man Fig. 3 (S. 854) von Publikation 1 betrachtet: die Korrespondenzanalyse ergab für die Schlämmerinnen A, B und C jeweils eine klar begrenzte Ergebniswolke, während die Ergebnisse für D über die ganze Grafik streuen.

⁷ Unabhängige Faktoren Schlämmperson (A, B, C, D) und archäologische Struktur (Haus, Gasse), abhängiger Faktor Fundkonzentration. Zu den Unterschieden aufgrund archäologischer Strukturen siehe Hosch & Jacomet (2004).

3. DIE UNTERSUCHTEN FUNDSTELLEN

3.1. DIE SIEDLUNG PFÄFFIKON-BURG

3.1.1 ARCHÄOLOGISCHER BEFUND

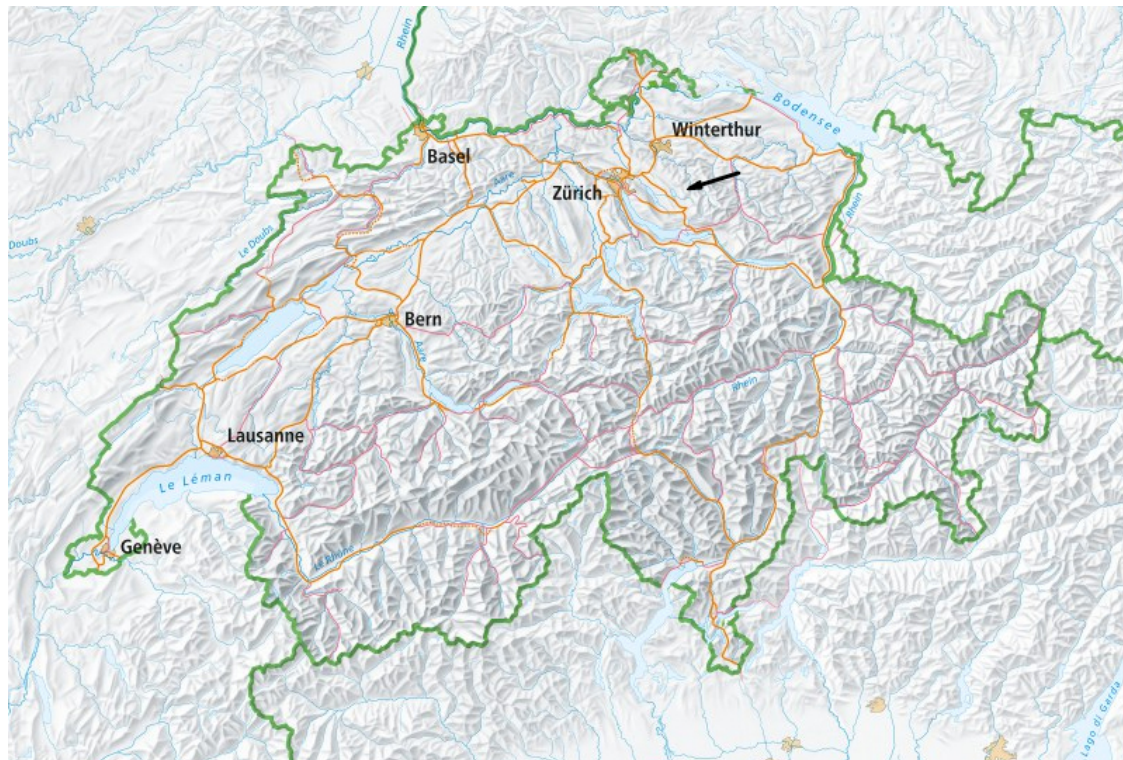
Die horgenzeitliche Siedlung Pfäffikon-Burg (Eberli 2010) liegt am Nordufer des Pfäffikersees, etwa 16 km östlich von Zürich (Abb. 2). Schon 1925 wurden beim Bau eines Kanals Pfähle und verschiedene Kleinfunde entdeckt. Kleinere Untersuchungen folgten 1984 und 1991, bis 1997 aufgrund eines Bauvorhabens der Gemeinde Pfäffikon ZH (Regenrückhaltebecken) eine grosse Rettungsgrabung nötig wurde. Während der sechsmonatigen Ausgrabungszeit wurde unter der Leitung von Ulrich Eberli (damals Kantonsarchäologie Zürich) eine Fläche von 22 x 24 m vollständig ausgegraben (Abb. 3). Die Grabungsfläche musste trockengelegt werden, da sich die Kulturschichten auf 535.0-536.5 m ü. M. befanden und der mittlere Seespiegel bei 537 m ü. M. steht. Die Kulturschicht war insgesamt 60-110 cm mächtig und wies eine feingegliederte, komplexe Stratigraphie auf. Die sehr zahlreichen Funde waren, wie üblich bei Feuchtbodensiedlungen, gut erhalten, aber – vor allem die Keramik und die Holzobjekte – ausserordentlich weich und brüchig. Schnell wurde auch klar, dass die Schichtverhältnisse vor allem durch moderne Bautätigkeiten, aber auch durch den Grundwasserstrom sowohl horizontal wie auch vertikal gestört waren; es gab Risse, Brüche, Spalten, Versetzungen, Rutschungen und Hohlräume, eine Wasserleitung zog sich durch die ganze Grabungsfläche und sämtliche Pfähle waren in unterschiedlichen Ausmass schräg gedrückt. Es gelang dennoch, anhand von Orientierung und Standorten der Häuser drei Hauptsiedlungsperioden (A, B, C) zu identifizieren (Abb. 4-6). Siedlungsperiode A, die älteste Schicht, fand sich nur im südlichen, seeseitigen Teil des Grabungsareals. Das Siedlungszentrum lag also während der ersten Bauphase deutlich weiter seewärts, was auch durch Tauchuntersuchungen bestätigt wurde. Sichere Aussagen zur Siedlungsstruktur konnten nicht gemacht werden, aber Siedlungsperiode A konnte in zwei Phasen (A1, A2) unterteilt werden. Die Schichten der mittleren Siedlungsperiode B, gegliedert in vier Phasen (B1 bis B4), schlossen sich unmittelbar an A an und erstreckten sich über das gesamte Grabungsareal. Darauf folgte ein kurzer Siedlungsunterbruch, bevor die in zwei Phasen unterteilte Periode C einsetzte. Diese jüngste Schicht war teilweise stark erodiert.

Insgesamt kann in den ca. 100 Jahren der Siedlungsdauer von A bis C von fünf bis acht Bauperioden gesprochen werden, von denen keine mit einem Brandereignis endete. Zur Datierung siehe Kap. 3.1.2.

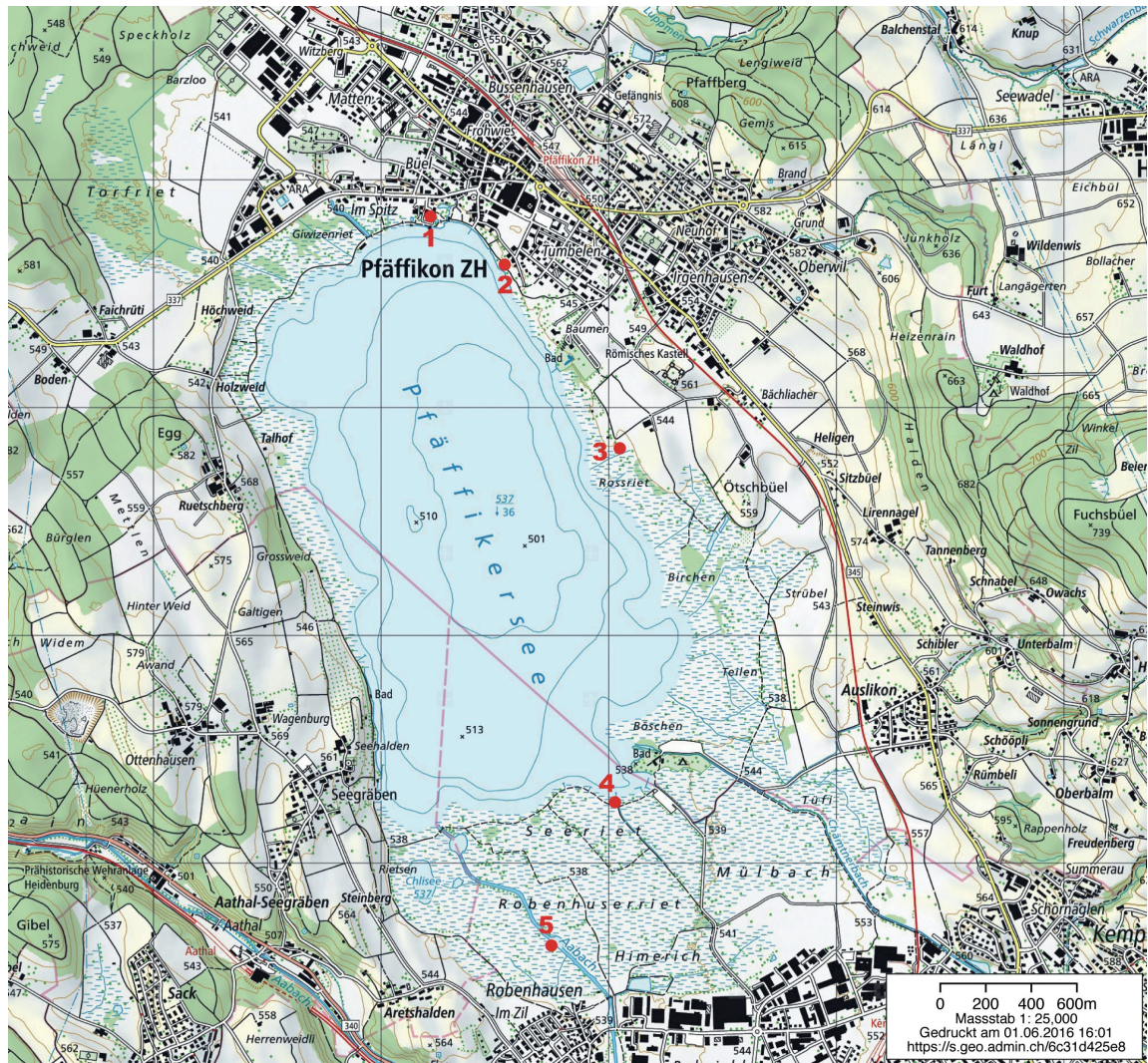
Abb. 2: Die Lage der Fundstelle. a: Europa und die Schweiz. Quelle der Karte: Wikipedia – Europa. b: Die Schweiz. Der schwarze Pfeil östlich von Zürich zeigt auf den Pfäffikersee. Quelle der Karte: map.geo.admin.ch. c: Der Pfäffikersee und die Lage der Fundstelle Pfäffikon-Burg (1). Weitere neolithische Fundstellen mit Horgener Schichten: 2 Pfäffikon-Riet, 3 Pfäffikon-Irgenhausen, 4 Wetzikon-Himmerich, 5 Wetzikon-Robenhausen. Quelle der Karte: map.geo.admin.ch.



a



b



C

Abb. 3: Die Grabungsfläche 1997. Die aufgetretenen Störungen sind eingezeichnet. Quelle: Kantonsarchäologie Zürich.

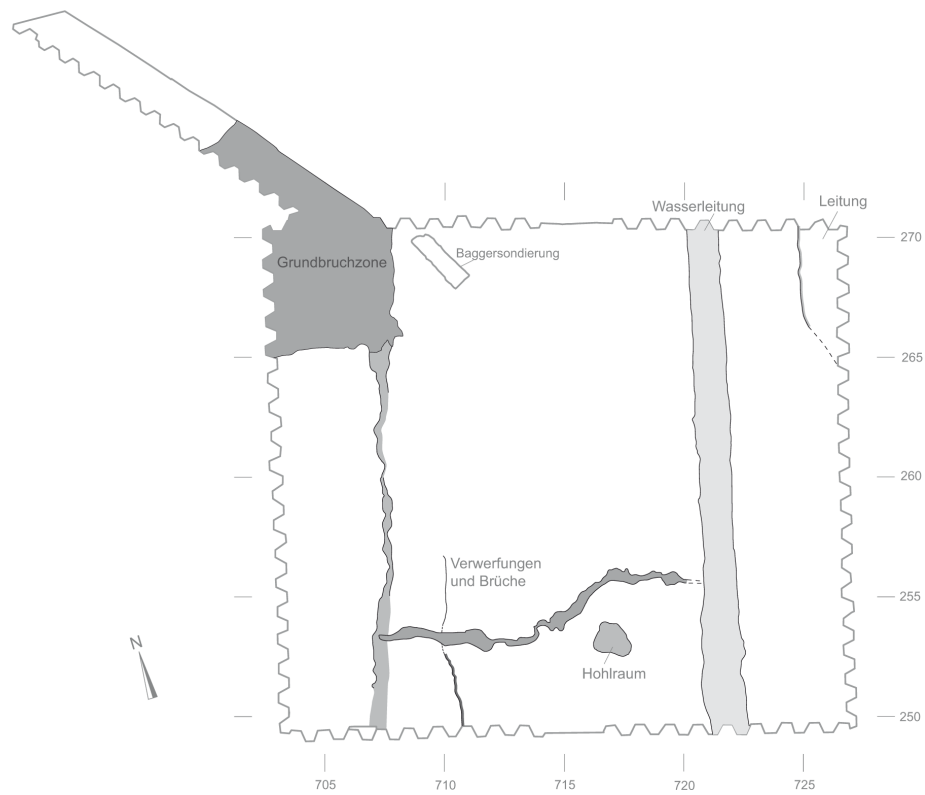


Abb. 4: Siedlungsperiode A: Herdstellen mit vermuteten Hausstandorten der Siedlungsphasen A1 und A2. Quelle: Kantonsarchäologie Zürich. Zur Lage der archäobotanischen Proben siehe Publikation 2 Seite 237.

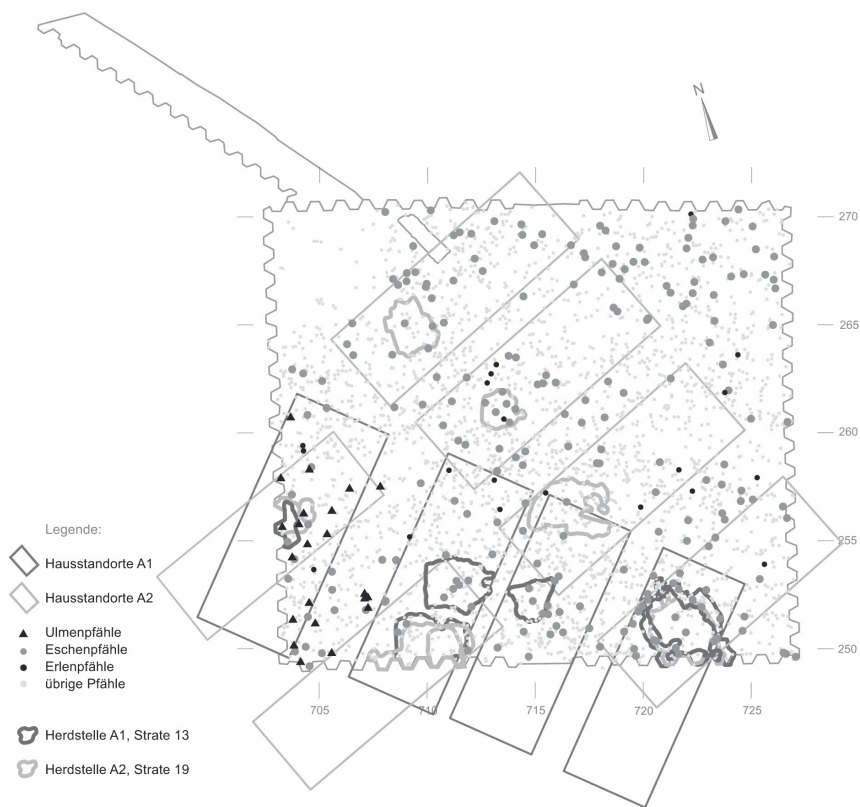


Abb. 5: Siedlungsperiode B: Herdstellen mit vermuteten Hausstandorten der Siedlungsphasen B1 und B2 (oben) bzw. B3 und B4 (unten). Quelle: Kantonsarchäologie Zürich. Zur Lage der archäobotanischen Proben siehe Publikation 2 Seite 237.

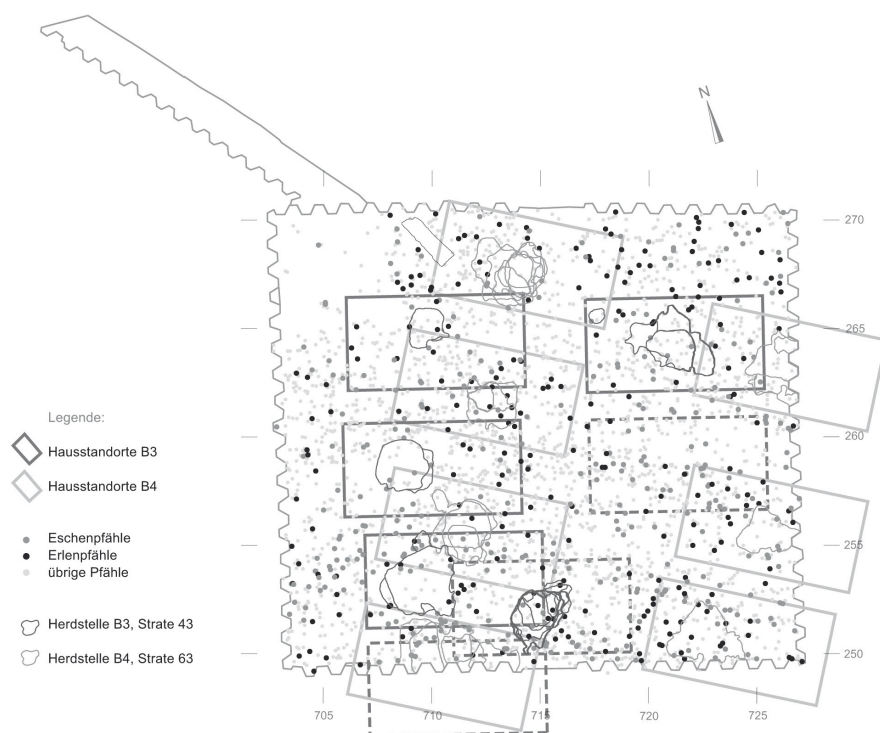
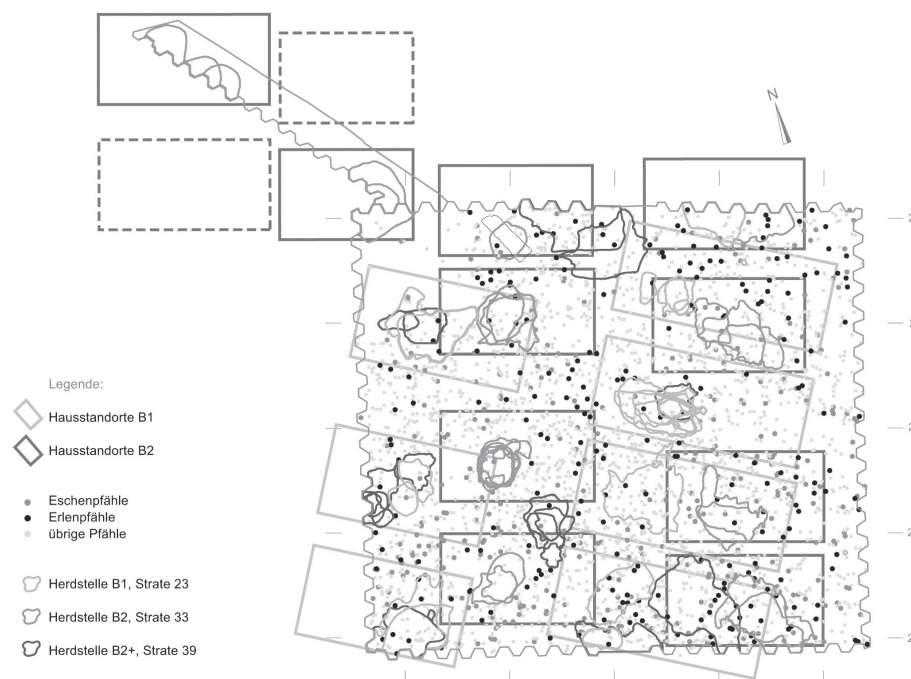
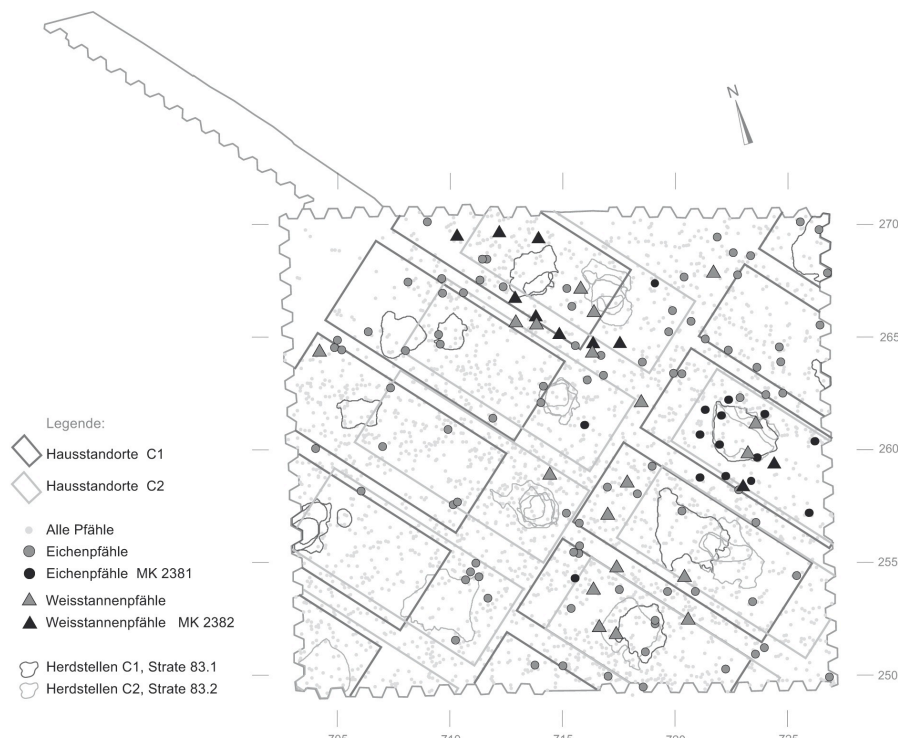


Abb. 6: Siedlungsperiode C: Herdstellen mit vermuteten Hausstandorten der Siedlungsphasen C1 und C2. Quelle: Kantonsarchäologie Zürich. Zur Lage der archäobotanischen Proben siehe Publikation 2 Seite 237.



3.1.2 DATIERUNG

Die geborgenen Keramikfragmente lassen eindeutig eine Datierung der Siedlung in die Horgener Zeit (3400/3300-2800 v.Chr.) zu⁸. Das Fundinventar setzt sich fast ausschliesslich aus grossen, grob gearbeiteten Töpfen, meist mit Flachboden, zusammen, die verschiedene kleinflächige, eher nachlässig angebrachte Verzierungen aufweisen. Durch Dendrochronologie und ¹⁴C-Datierungen wurde versucht, die Datierung etwas einzuengen. Insgesamt wurden 893 Holzproben (meistens Pfähle, von Eiche, Weisstanne, Ulme, Esche und Erle) dendrochronologisch untersucht. Das Untersuchungsmaterial bestand mehrheitlich aus jungen Baumstämmen, die in Auenwäldern gewachsen waren. Es ergaben sich einzelne, schwach belegte Mittelkurven (Eiche, Weisstanne, Ulme), die weder eine jahrgenaue Datierung noch die Rekonstruktion einzelner Hausgrundrisse zulassen. Sieben ¹⁴C-Datierungen (Weisstanne) konnten das Ergebnis auch nicht verbessern. U. Eberli vermutet, dass die Kulturschicht etwa im Zeitraum von 3125-3000 v.Chr. abgelagert wurde. Dieser Zeitraum fällt datierungstechnisch zweifach in eine schwierige Periode: von 3150 bis 3000 v.Chr. war das Klima relativ ausgeglichen, so dass keine der dendrochronologisch entscheidenden Weiserjahre entstanden, und die ¹⁴C-Kalibrationskurve verläuft flach (Maise 2005; Reimer *et al.* 2009). Eine neuere Untersuchung von Niels Bleicher ergab ein dendrodatiertes Endjahr der Schindeln von 3021 v. Chr. (mündl. Mitteilung N. Bleicher, Dendrolabor Zürich).

⁸ Zur Typologisierung der Horgener Keramik siehe z.B. Hafner & Suter (2003); Stöckli (2009).

3.1.3 ARCHÄOBOTANISCH UNTERSUCHTE HORGENZEITLICHE FUNDSTELLEN IN DER OSTSCHWEIZ

Im Gebiet des Pfäffikersees sind weitere vier horgenzeitliche Fundstellen bekannt: Pfäffikon-Riet, Pfäffikon-Irgenhausen, Wetzikon-Himmerich und Wetzikon-Robenhausen (Abb. 2). Sie wurden jedoch alle nicht systematisch archäobotanisch bearbeitet⁹. Am ca. 16 km weiter westlich gelegenen nördlichen Zürichsee-Ende (unteres Zürichseebecken) liegt hingegen ein bestens archäobotanisch untersuchtes Gebiet. Horgener Schichten aus fünf Grabungsplätzen ermöglichen Vergleiche mit dem Material aus Pfäffikon-Burg (Jacomet *et al.* 1989; Schibler *et al.* 1997; Favre 2002; Ebersbach *et al.* 2015; Antolín *et al.* 2017) (Tab. 1).

Tab. 1: Horgener Schichten am Zürichsee.

Fundstelle und Schicht	Dendrodatierung
Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung, Schicht 4	3239-3201 v. Chr.
Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung, Schicht 3	3179-3158 v. Chr.
Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung, Schicht 2	3078 v. Chr.
Zürich-Seefeld, Mozartstrasse, Schicht 3	3119-3098 v. Chr.
Zürich-Mythenschloss, Schicht 3	3240-? v. Chr.
Horgen-Scheller, Schicht 4	ca. 3080-3035 v. Chr.
Horgen-Scheller, Schicht 3	ca. 3080-3035 v. Chr.
Zürich-Parkhaus Opéra 3, Schicht 13	3176-3153 v. Chr.
Zürich-Parkhaus Opéra 4, Schicht 14	ca. 3090 v. Chr.

Ausser der erst kürzlich beendeten Grabung Zürich-Parkhaus Opéra liegen alle in Tab. 1 aufgeführten Grabungen zeitlich schon länger zurück; die Bergung des archäobotanisch untersuchten Materials fällt in die 1980er Jahre. Seither wurden sowohl die archäologischen¹⁰ als auch die archäobotanischen¹¹ Methoden weiterentwickelt. Da in Pfäffikon-Burg zwei verschiedene Methoden der Probenaufbereitung zur Anwendung kamen (Nass-Sieben und Halbflotation, siehe Kapitel 3.1.4), können die Fundzahlen sowohl mit denjenigen der

⁹ Die Station Wetzikon-Robenhausen erlangte dank ihrer zahlreichen gut erhaltenen botanischen Funde im 19. Jh. weltweite Bekanntheit (Altorfer 2010). Die archäobotanische Untersuchung von acht kleinen Pfyner Proben zeigte das grosse Forschungspotenzial der bis heute erhaltenen Schichten (Huber 2010).

¹⁰ siehe z.B. die Auswertung der Grabung Mozartstrasse von Ebersbach *et al.* (2015)

¹¹ Wie bei den Aufbereitungsmethoden (siehe Kapitel 2) haben sich auch die Methoden der Probenentnahme, des Probenteilens (Stichprobengrösse), der Probenmessung und der statistischen Auswertung weiterentwickelt (Hosch & Jacomet 2001; Vandorpe & Jacomet unpubl., Antolín *et al.* 2015; Antolín *et al.* 2017, Steiner *et al.* 2017, Antolín *et al.* submitted).

älteren Grabungen verglichen als auch denjenigen von Zürich-Parkhaus Opéra gegenübergestellt werden (Kapitel 3.1.6).

3.1.4 WEITERENTWICKLUNG DER AUFBEREITUNGSMETHODE

Die Proben für die archäobotanische Untersuchung von Pfäffikon-Burg wurden 1997 auf der Grabung genommen und von Oktober 1998 bis Ende 1999 am Labor für Archäobotanik (Uni Basel) durch eine studentische Hilfskraft mit der Methode des Nass-Siebens aufbereitet, während ab 1999 parallel dazu die archäobotanische Bearbeitung stattfand. Beim Durchsehen der geschlämmten Proben wurde schnell klar, dass die Fraktionen (2 mm und 0,5 mm Sieb) ungenügend getrennt waren und das Wasser in den Proben sehr trübe war. Die Studentin wurde daraufhin angehalten, die Proben etwas länger durchzuspülen, und die bereits aufbereiteten Proben bearbeitete ich selber nach, indem ich das Probenmaterial portionenweise in ein kleines Analysesieb gab und mit schwachem Wasserstrahl aus dem Wasserhahn spülte. So waren dann sowohl die 21 von der Studentin aufbereiteten als auch die neun nachbearbeiteten Proben sauber und die Fraktionen gut getrennt, gleichzeitig entstand deutlich mehr Verlust an Probensubstanz. Diese Tatsache alleine wäre kein Problem, denn der Sinn einer Probenaufbereitung ist ja hauptsächlich, die organischen Reste vom Feinmaterial zu befreien. Da aber durch den Substanzverlust auch botanische Reste betroffen sein könnten, wurde nach einer geeigneteren Aufbereitungsmethode für empfindliche organische Reste gesucht. Als Variation des Goldwaschens wurde die Methode der Halbflotation (siehe Kapitel 2.1) entwickelt, und mit dieser Methode wurden die restlichen 24 Proben aufbereitet. Dies führte zu Unterschieden nicht nur in den Volumina, sondern auch den Inhalten der Proben. In den Tab. 2 bis 4 werden die Resultate der beiden Methoden, mit denen das Material von Pfäffikon-Burg aufbereitet wurde, einander gegenübergestellt.

Tab. 2: Durchschnittliche Volumina der Proben, Fraktionen und Stichproben. In die Berechnung eingeschlossen wurden nur Proben mit mindestens 2 l Ausgangsvolumen.

	Nass-Sieben (27 Proben)	Halbflotation (18 Proben)
Probenvolumen vor der Aufbereitung [ml]	4711 = 100 %	4011 = 100 %
Volumen 2 mm-Fraktion [ml]	595 = 12,6 %	1549 = 38,6 %
Volumen Stichprobe 2 mm-Fraktion [ml]	570	1340
Volumen 0,5 mm-Fraktion [ml]	513 = 10,9 %	843 = 21,0 %
Volumen Stichprobe 0,5 mm-Fraktion [ml]	32	20

Tab. 2 zeigt, dass der Substanzverlust beim Nass-Sieben deutlich höher ist als bei der Halbflotation: nach dem Nass-Sieben sind noch insgesamt 23,5 % des Ausgangsvolumens vorhanden, nach der Halbflotation 59,6 %. Dass durch das Nass-Sieben nicht nur Feinmaterial wie z.B. Ton oder Sand weggewaschen wird, sondern auch botanische Reste verloren gehen, lässt sich anhand der Stichprobenvolumina zeigen. In der 0,5 mm-Fraktion wurden beim Nass-Sieben 32 ml Probenmaterial benötigt, um auf die aus statistischen Gründen ge-

wünschten 384 botanischen Reste zu kommen (van der Veen & Fieller 1982; Hosch & Jacomet 2001), bei der Halbflotation genügten schon 20 ml. In der 2 mm-Fraktion gelang es nur in sechs¹² der 27 nassgesiebten Proben, mindestens 384 botanische Reste zu finden, bei der Halbflotation gab es nur eine¹³ von 18 Proben, die weniger als 384 botanische Reste enthielt.

Die einzelnen botanischen Reste erwiesen sich als unterschiedlich empfindlich gegenüber der Aufbereitungsmethode. In Tab. 1 der Publikation 2 ist für jeden Rest mit mindestens 50 % Stetigkeit aufgeführt, ob er durch das Nass-Sieben signifikant reduziert wurde. Tab. 3 zeigt die Auswirkung auf die Konzentration einiger ausgewählter Reste.

Tab. 3: Konzentration (Anzahl Reste pro Liter Ausgangssediment) ausgewählter Reste nach den verschiedenen Aufbereitungsmethoden. Berechnungsbasis: alle Proben aus Tab. 2. subf = subfossil, vk = verkohlt. Cerealia = alle Getreidetaxa zusammen.

Taxon	Resttyp	Erhaltung	Fraktion	Nass-Sieben	Halbflotation
Cerealia	Perikarp	subf	0,5 + 2	14,7	47,9
Cerealia	Caryopse	vk	0,5 + 2	1,0	2,6
Cerealia	Dreschrest	subf	0,5 + 2	22,2	636,0
Cerealia	Dreschrest	vk	0,5 + 2	1,3	15,0
Cerealia	Ährchen	subf	2 mm	0	0,5
<i>Linum usitatissimum</i>	Kapselsegm.	subf	0,5 + 2	256,2	2459,8
<i>Linum usitatissimum</i>	Same	subf	0,5 + 2	837,3	1669,3
<i>Linum usitatissimum</i>	Stängelfragm.	subf	2 mm	1,7	29,6
<i>Papaver somniferum</i>	Same	subf	0,5 mm	2038,7	4303,7
<i>Corylus avellana</i>	Schalenfragm.	subf	2 mm	8,6	17,7
<i>Malus sylvestris</i>	Same	subf	2 mm	5,4	37,2
<i>Malus sylvestris</i>	Perikarpfragm.	subf	2 mm	10,0	111,5

Sehr empfindliche Reste wurden durch das Nass-Sieben gegenüber der Halbflotation stark reduziert, z.B. subfossile Dreschreste um 96 %! Bei manchen Resten resultierte sogar ein Totalverlust, z.B. waren subfossile Ährchen von *Triticum dicoccon* und *T. nudum* und sub-

¹² Proben Nr. 23, 77, 287, 332, 336 und 397. Siehe Tab. 1 auf <http://doi.org/10.5281/zenodo.1095066>.

¹³ Probe Nr. 128 (383 Restel). Siehe Tab. 1 auf <http://doi.org/10.5281/zenodo.1095066>.

fossile Narbenstrahlen von *Papaver somniferum* in den nassgesiebten Proben nicht vorhanden, während in den halbflotierten Proben 30 subfossile Ährchen und 6 Narbenstrahlen gefunden wurden.

Nur wenige botanische Reste waren in den nassgesiebten Proben in deutlich höherer Konzentration anzutreffen als in den halbflotierten (Tab. 4). Dies beruhte aber ausschliesslich darauf, dass diese Reste in einer oder zwei der nassgesiebten Proben stark gehäuft auftraten und so den Durchschnitt über alle Proben stark erhöhten.

Tab. 4: Konzentration (Anzahl Reste pro Liter Ausgangssediment) ausgewählter Reste: signifikant höhere Konzentration nach Nass-Sieben als nach Halbflotation. Berechnungsbasis: alle Proben aus Tab. 2. subf = subfossil

Taxon	Resttyp	Erhaltung	Fraktion	Nass-Sieben	Halbflotation
<i>Chara</i>	Oogonium	subf	0,5 mm	16,3	9,7
<i>Lycopus europaeus</i>	Frucht	subf	0,5 mm	6,5	2,7
<i>Plantago major</i>	Same	subf	0,5 mm	12,9	5,3

Verschiedene Wissenschaftler/innen (Hole *et al.* 1969; Munson *et al.* 1971; Watson 1976) wiesen schon früh darauf hin, dass die Resultate von flotierten und nicht-flotierten Proben nicht vergleichbar seien. Sie führten dies allerdings oft auf die Tatsache zurück, dass bei flotiertem Material ausschliesslich die „schwimmende“ Fraktion untersucht wurde, während die „schwere“ Fraktion (residues) unberücksichtigt blieb. Die Resultate der vorliegenden Untersuchung bestätigen die Unvergleichbarkeit. Der Grund liegt jedoch darin, dass botanische Reste durch das Nass-Sieben stärker zerstört werden als durch Halbflotation. Dass empfindliche botanische Reste durch Nass-Sieben zerstört werden können, zeigte sich ebenfalls an Material aus Arbon Bleiche 3 (siehe Publikation 1).

3.1.5 PUBLIKATION 2

ZIBULSKI P. (2010) BOTANIK. IN: EBERLI U: DIE HORGENZEITLICHE SIEDLUNG PFÄFFIKON-BURG. MONOGRAPHIEN DER KANTONSARCHÄOLOGIE ZÜRICH **40**, 236-255

IV Naturwissenschaftliche Untersuchungen

1 BOTANIK (P. Zibulski)

1.1 Einleitung

Gegen Ende der Grabungsarbeiten, im August 1997, wurde am Grabungsort ein einwöchiger archäobiologischer Feldkurs für Studierende der Universität Basel durchgeführt⁴²⁷. Die reichen Vorkommen von gut erhaltenen pflanzlichen Resten und einige zoologische Besonderheiten lösten daraufhin detaillierte archäobotanische und archäozoologische Untersuchungen aus. Die archäobotanische Untersuchung umfasste Samen, Früchte, Stängel, Blätter und Holz⁴²⁸. Im Zentrum des Interesses standen Erkenntnisse über die Ernährung und über Anbau- und Erntegewohnheiten der Siedler von Pfäffikon. Die Ergebnisse liessen schliesslich auch Aussagen zur Pflanzendecke der Siedlungsumgebung zu.

Unser Wissen über neolithische Nutz- und Sammelpflanzen basiert auf einer über hundertjährigen Forschung. Einer der am besten untersuchten Naturräume Mitteleuropas ist das Ufer des unteren Zürichseebeckens, wo auf dem Gebiet der heutigen Stadt Zürich das ganze Seeuferneolithikum von der Egozwiler Kultur über das Cortaillod, die Pfyn und die Horgener Kultur bis zur Schnurkeramik mit pflanzenreichen, gut erhaltenen und repräsentativ untersuchten Kulturschichten vorliegt⁴²⁹. Es zeigte sich, dass während des Seeuferneolithikums durchwegs die gleichen sieben Anbaupflanzen vorkamen: die Getreide Gerste, Einkorn, Nacktweizen und Emmer, die Ölpflanze Schlafmohn, die Öl- und Faserpflanze Lein/Flachs und die Hülsenfrucht Erbse. Bei den meisten dieser Pflanzen änderte sich im Zürichseegebiet im Verlauf des Neolithikums die Fundhäufigkeit, was auf eine veränderte Wichtigkeit für die damalige Bevölkerung schliessen lässt⁴³⁰.

Gerste zählt mit Einkorn und Nacktweizen zu den am frühesten angebauten Getreiden. Sie ist von der Egozwiler Kultur bis zur Schnurkeramik regelmässig nachweisbar, und ihre Häufigkeit verändert sich nur wenig. Einkorn ist vor allem in der Egozwiler Kultur häufig. Seine Wichtigkeit nimmt bereits in der Cortaillod-Kultur stark ab, und im weiteren Verlauf des Neolithikums findet man Einkorn nur noch als Beimischung, jedoch nicht mehr als angebautes Getreide. Die Zeit des Nacktweizens dauert etwas länger als jene des Einkorns. Er wird bereits ab der Egozwiler Kultur häufig und erst nach der Horgener Zeit deutlich weniger häufig nachgewiesen. Emmer erfuhr wohl erst mit der Horgener Zeit einen Aufschwung und verdrängte bzw. ersetzte anschliessend den Nacktweizen. Schlafmohn wird vom frühesten Seeuferneolithikum an sehr regelmässig gefunden. Er erreicht in der Horgener Zeit die höchsten Fundzahlen, gegen Ende des Neolithikums nehmen sie ab. Lein oder Flachs wurde bei uns spätestens ab der Cortaillod-Kultur angebaut. Auch er ist in der Horgener Kultur am zahlreichsten und danach wieder etwas weniger häufig. Erbsen werden wegen ihrer schlechten Erhaltbarkeit eher selten, aber regelmässig über das ganze Neolithikum gefunden. Die tiefen Fundzahlen lassen keine sicheren Aussagen über die Entwicklung im Verlauf der Zeit zu. Erbsen waren als Eiweisslieferant aber zweifellos ein wichtiger Bestandteil der menschlichen Nahrung.

Die Fundstelle Pfäffikon-Burg ist die erste nicht unmittelbar am Zürichsee gelegene Horgener Seeufer-Siedlung im Kanton Zürich, die archäobotanisch untersucht wurde. Das Vorliegen von mehreren Besiedlungsphasen bietet diesbezügliche Vergleiche an. Eine weitere Fragestellung ergibt sich aus Hinweisen von der Fundstelle Horgen-Scheller, die darauf hindeuten, dass sich einzelne Siedlungen auf bestimmte Produkte spezialisiert haben könnten⁴³¹. Es gilt deshalb zu prüfen, ob im Vergleich mit anderen Horgener Seeufersiedlungen Besonderheiten in der Wirtschaftsweise zu entdecken sind.

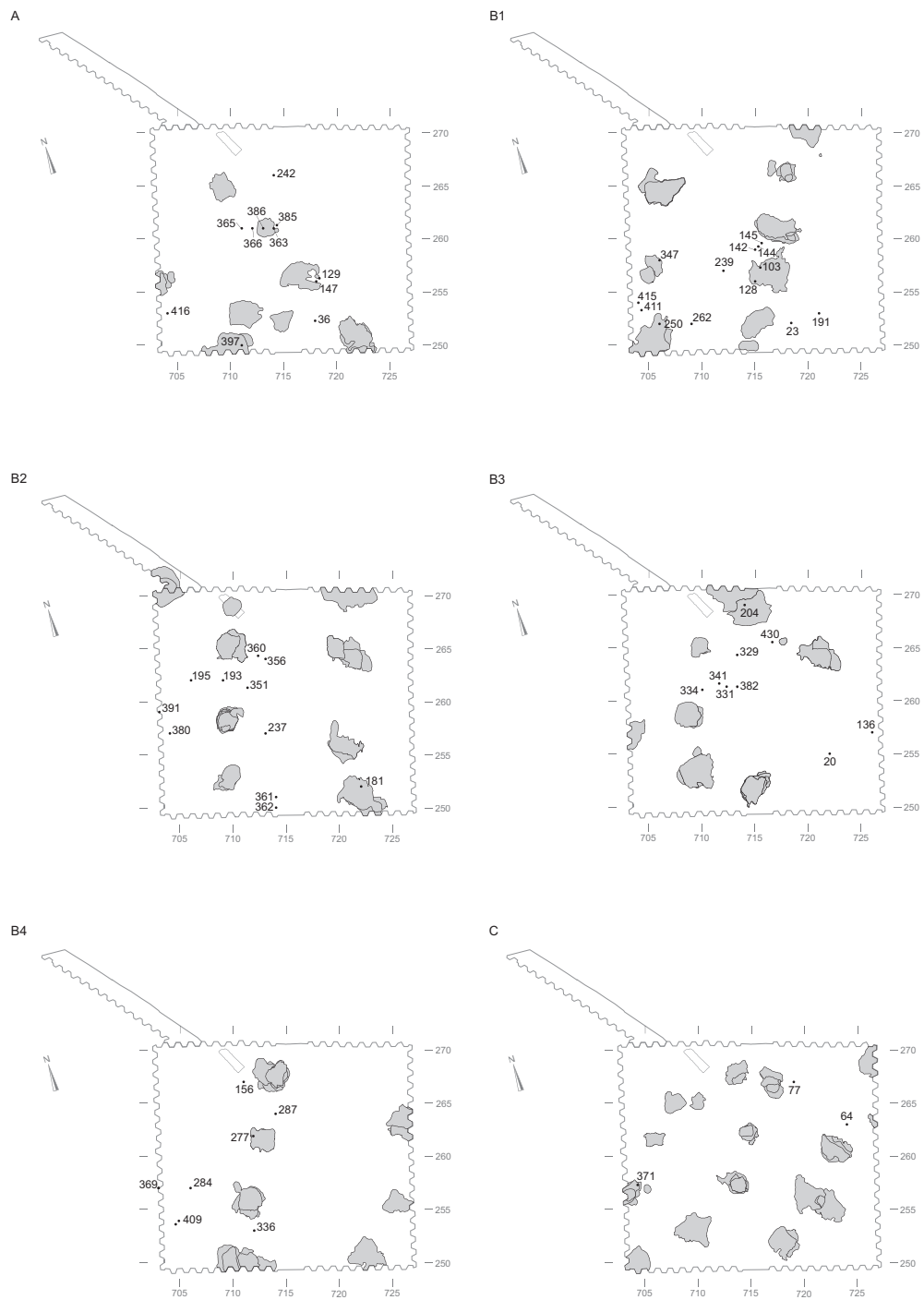
1.2 Vorgehen

1.2.1 Material

Während der Ausgrabung konnten aus verschiedenen organischen Schichten der drei Siedlungsperioden 432 Proben für spätere Untersuchungen entnommen werden. Davon wurden 54 Proben aus allen Bereichen der Ausgrabungsfläche für eine genaue botanische Untersuchung ausgewählt. Diese Auswahl erfolgte noch ohne Kenntnis der Periodenzugehörigkeit. Meistens handelt es sich bei den ausgewählten Proben um möglichst systematisch entnommene grössere Flächenproben aus jeweils einem Quadratmeter, aber auch acht kleine Flächenproben mit makroskopisch auffällenden Samenanhäufungen gehören dazu. Es wurden insgesamt 201,2 l Schichtmaterial untersucht. Alle Proben waren erdfeucht bis nass, sehr organisch und wenig lehmig. Ihr Volumen lag zwischen 20 ml und 6,5 l, das mittlere Volumen lag bei 3,7 l. Elf Proben stammen aus der ältesten Siedlungsperiode A, 40 aus der mächtigsten mittleren Siedlungsperiode B und drei aus der dünnen jüngsten Siedlungsperiode C (Abb. 380 und 381).

Bei acht Proben handelt es sich um kleine, subjektiv entnommene Flächenproben von auffälligen Samenanhäufungen (Sammelproben). Ihre Volumina bewegen sich zwischen 20 und 400 ml. Da diese Sammelproben mit den systematisch entnommenen Proben nicht vergleichbar sind, bleiben sie bei der statistischen Auswertung unberücksichtigt. Die folgenden Ausführungen basieren deshalb auf den 46 grösseren Flächenproben, davon acht aus Siedlungsperiode A, 35 aus Periode B und drei aus Periode C. Die 35 Proben der Siedlungsperiode B verteilen sich auf die Bauphasen B1 (11 Proben), B2 (11 Proben), B3 (6 Proben) und B4 (7 Proben). Die Phase B1 konnte durch Rindenbahnen sicher von Periode A abgetrennt werden und unterschied sich von den folgenden Bauphasen durch eine andere Häuserausrichtung (vgl. Kap. II.4). Deshalb wird Phase B1 in der vorliegenden Untersuchung separat behandelt, während die nur schwer voneinander abgrenzbaren Bauphasen B2, B3 und B4 als Phasen B2-4 zusammengefasst werden.

Abb. 380. Lage der archäobotanischen Proben der Phasen A, B1-4 und C. Die Lehmflächen der einzelnen Phasen sind dunkel markiert.



	Phase				Total
	A	B1	B2-4	C	
Anzahl Flächenproben	8	11	24	3	46
mittlere Volumen Flächenproben	4,8 l	3,9 l	4,4 l	4,3 l	200,1 l
minimale Volumen Flächenproben	3,0 l	2,0 l	0,7 l	3,5 l	-
maximale Volumen Flächenproben	6,0 l	6,5 l	6,5 l	5,5 l	-
mittlere Volumen SP 2-mm-Fraktion	1,2 l	0,9 l	0,7 l	0,7 l	39,9 l
mittlere Volumen SP 0,5-mm-Fraktion	21 ml	22 ml	33 ml	30 ml	1,3 l
Anzahl Sammelproben	3	3	2	0	8
mittlere Volumen Sammelproben	90 ml	210 ml	120 ml	-	1130 ml

Abb. 381. Anzahl und Volumina der untersuchten Proben, aufgeteilt nach Phasen (SP = Stichprobe).

1.2.2 Methoden

Zur Freilegung der pflanzlichen Reste wurden zwei leicht unterschiedliche Methoden angewandt. 30 Proben wurden mit der traditionellen Nasssiebmethode geschlämmt, bei der die Erdproben direkt auf das oberste Sieb eines Siebsatzes aus zwei Sieben (Maschenweiten 2 mm und 0,5 mm) gegeben und mit der Handbrause so lange gespült werden, bis die Erde weggewaschen ist und sich nur noch die pflanzlichen, tierischen und anorganischen Reste in den Sieben befinden. Diese Methode erwies sich für einzelne Reste als destruktiv, weshalb das Vorgehen geändert wurde. Bei den übrigen 24 Proben wurde zuerst die Erde durch vorsichtiges Rühren in Wasser gelöst, bevor die Proben auf den Siebsatz gegossen und die pflanzlichen, tierischen und anorganischen Reste sauber gespült wurden⁴³².

Nach der Aufbereitung wurden die pflanzlichen Reste mit einer Stereolupe bei 6- bis 40-facher Vergrößerung aus den beiden Fraktionen (2 mm und 0,5 mm) ausgelesen. Häufige Reste wie etwa Weisstannennadeln, Leinsamen und Mohnsamen wurden nicht ausgelesen, sondern lediglich gezählt. Um Mehrfachzählungen desselben fragmentierten Rests zu vermeiden, zählte man bei den häufig auftretenden Resten nur Fragmente mit einer klar definierten, eindeutig erkennbaren Region. Bei Samen handelt es sich dabei um den Nabel, bei Tannennadeln und Leinkapselsegmenten um die Spitze. Fragmente ohne Nabel bzw. Spitze gingen nicht in die Zählung ein. Auch Äste und Leinstängel, die kürzer als 1 cm waren, wurden nicht gezählt. In der 0,5 mm-Fraktion wurden Fragmente der regelmässig auftretenden grossen Reste (Tannennadeln, Leinsamen, Apfelreste, Haselnusschalen) nicht beachtet.

Bei Fraktionen mit viel Material wurde nicht alles untersucht, sondern lediglich Stichproben entnommen. Ziel des Auslesens bzw. Zählens war, pro Fraktion 400 bestimmbare Pflanzenreste zu finden und damit Aussagen über den Inhalt der Proben statistisch abzusichern⁴³³. Dazu musste in der grossen Fraktion meist das ganze Material untersucht werden, in der kleinen Fraktion genügten Stichproben von 10–100 ml. Nach Auszählung der Proben wurden die Samenkonzentrationen ermittelt, indem alle gezählten Werte auf 1 l Ausgangsmaterial umgerechnet wurden, was die Proben direkt vergleichbar machte. Mit verschiedenen statistischen Methoden konnten die Daten ausgewertet werden⁴³⁴.

1.3 Ergebnisse

1.3.1 Vorbehalte

Wie beschrieben wurden 30 Proben mit der traditionellen Nasssiebmethode aufbereitet und 24 Proben mit einer leicht modifizierten Methode (vgl. Kap. IV.1.2.2). Der Methodenwechsel hat verschiedene Einflüsse auf die pflanzlichen Funde in den Proben. Vor allem Reste der 2 mm-Fraktion bleiben mit der modifizierten Methode wesentlich zahlreicher erhalten. So können in der grossen Fraktion lediglich in drei der 30 traditionell aufbereiteten Proben die benötigten 400 Pflanzenreste gefunden werden, von den 24 modifiziert aufbereiteten Proben hingegen liefern nur sechs Proben weniger als 400 Pflanzenreste⁴³⁵. Im Schnitt erhöht sich durch die Modifikation der Methode die Pflanzenfundkonzentration in der grossen Fraktion jeder Probe von 80 auf 850 Pflanzenreste pro Liter. Auch in der 0,5 mm-Fraktion sind die Auswirkungen der Aufbereitung beträchtlich: Die durchschnittliche Pflanzenfundkonzentration steigt durch die Methodenmodifikation von 4700 auf 10 850 Pflanzenreste pro Liter. Diese Unterschiede lassen sich auch in der Differenz des Probenvolumens vor und nach dem Schlämmen feststellen. Der durch das Schlämmen weggewaschene Anteil, genannt Schlammverlust, beträgt in den traditionell aufbereiteten Proben 75,4% und in den modifiziert aufbereiteten Proben 41,1%. In den letztgenannten Proben ist also mehr als die Hälfte des Ausgangsmaterials nach der Aufbereitung noch vorhanden. Da diese Proben beim Auslesen einen genügend sauberen Eindruck machen und nicht etwa trüb oder schlammig sind, kann auch anhand des Schlammverlusts gezeigt werden, dass durch die traditionelle Aufbereitungsweise viel botanisches Probenmaterial verloren geht.

Wird nach der traditionellen Aufbereitungsmethode die Erde direkt in den Sieben weggewaschen, beschädigt oder zerstört das wie gezeigt viele pflanzliche Reste. Im vorliegenden Material betrifft dies vor allem unverkohlte Getreidereste, Leinkapselfragmente, Mohnsamen, Apfelsamen und -kernhausfragmente, Tannennadeln und Äste. Es ist erstaunlich, dass zu den schon als empfindlich bekannten Resten⁴³⁶ hier auch die Äste gehören. Tatsächlich fiel deren Brüchigkeit bereits beim Auslesen auf. Die Äste waren meist nicht länger als 4 cm und nur 1–5 mm dick. Ihre Brüchigkeit ver-

hinderte sogar eine nähere Bestimmung, denn sie zerfielen beim Versuch, Quer- oder Längsschnitte herzustellen, oftmals in kleine, weiche Krümel.

Da die Aufbereitungsmethode offensichtlich grossen Einfluss auf den Inhalt der Proben hat, wurden alle Reste, die in mindestens der Hälfte der Proben vorkamen, einzeln mittels Varianzanalysen (Kruskal-Wallis) untersucht, um abzuklären, ob tatsächlich ein Konzentrationsunterschied durch die Aufbereitungsmethode entstanden ist (Tab. 1). Diese Abklärung ist wichtig für die Auswertung, damit nicht etwa Aufbereitungseffekte mit Siedlungsphasenunterschieden verwechselt werden. Falls ein Rest (Taxon) durch die traditionelle Aufbereitungsmethode signifikant geschädigt wurde, werden nur die 21 modifiziert aufbereiteten Proben aus den Phasen A, B1 und B2–4 in allfällige Berechnungen einbezogen. Vergleiche mit Periode C sind demnach nicht möglich, da keine modifiziert aufbereiteten Proben vorliegen. Auch in Periode A ist die Basis mit lediglich drei modifiziert aufbereiteten Proben sehr schmal, während in Phase B1 immerhin sieben und in den Phasen B2–4 elf modifiziert aufbereitete Proben zur Verfügung stehen.

Trotz dieser Vorbehalte zeigt sich, dass die Vielfalt an unterschiedlichen Taxa durch die verschiedenen Methoden nicht betroffen ist, d.h. dass eher selten einzelne Taxa gänzlich zerstört wurden. Eine Zählung der Taxa ergibt, dass in den traditionell aufbereiteten Proben durchschnittlich 37,0 Taxa und in den modifiziert aufbereiteten Proben 37,7 Taxa gefunden werden. Dennoch empfiehlt sich aufgrund der oben angeführten Argumente die Anwendung der modifizierten Aufbereitungsmethode. Ein solcher Methodenwechsel hat allerdings Auswirkungen auf die Vergleichbarkeit verschiedener Siedlungen, was aber auch bei gleicher Methode immer problematisch ist.

1.3.2 Erhaltung und Funddichte

In den 54 Proben wurden insgesamt 122 469 pflanzliche Reste bestimmt, die sich 142 verschiedenen Taxa zuordnen lassen⁴³⁷. Nur 440 Reste sind verkohlt, davon 342 Getreidereste. Die botanischen Reste, sowohl die verkohlten als auch die unverkohlten, sind generell gut bis sehr gut erhalten. Aufgrund dieser guten Erhaltung ist – wie für Feuchtbodensedimente allgemein üblich – die Funddichte sehr hoch. Bei den modifiziert aufbereiteten Proben (vgl. Kap. IV.1.3.1) liegen die Konzentrationen bei 3600–26 600 Pflanzenresten pro Liter Ausgangsmaterial (Mittelwert 11 700). Der grösste Teil der Pflanzenreste wurde in der kleinen Fraktion gefunden, im Schnitt 10 850 Reste pro Liter. Dabei handelt es sich fast ausschliesslich um Samen, in der grossen Fraktion hingegen machen die Samen und Getreidereste nur ca. 2/3 der Funde aus⁴³⁸. Der Rest besteht aus Ästen, Laubblattfragmenten, Nadeln und Knospen⁴³⁹.

1.3.3 Kulturpflanzen

Allgemein

In den Kulturschichten wurden alle für die Horgener Zeit wichtigen und bekannten Kulturpflanzen gefunden: Gerste, Nacktweizen⁴⁴⁰, Emmer, Einkorn, Lein, Schlafmohn und Erbse. Häufigster Fund ist mit 26 000 Samen der Schlafmohn, vom Lein liegen je 10 000 Samen und Kapselsegmente vor und die Getreidereste zählen über 3500 Stück.

Getreide

Die bestimmmbaren Getreidereste verteilen sich im Wesentlichen auf die drei Hauptgetreide mehrzeilige Gerste, Nacktweizen und Emmer. Einkorn kommt nur selten vor. Die Nachweise liegen in Form von 233 verkohlten Körnern, 137 verkohlten und 2896 unverkohlten Dreschresten sowie 420 unverkohlten Kornfragmenten (Testa/Perikarpien) vor (Abb. 382–385)⁴⁴¹. Den grössten Anteil an den verkohlten Körnern hat die Gerste ($n = 99$), gefolgt von Nacktweizen ($n = 38$) und Emmer ($n = 31$), womit nur tiefe Konzentrationen von 0,1–3,0 Körnern pro Liter Probenmaterial nachgewiesen sind. Bei den verkohlten Dreschresten können die meisten als Nacktweizen identifiziert werden⁴⁴². Unter den unverkohlten Dreschresten macht der Emmer mit 1269 Stück mehr als die Hälfte aller artbestimmbaren Dreschreste aus. Im Gegensatz dazu wurden Gerstendreschreste, die sehr fragil sind, nur selten gefunden ($n = 187$), etwas häufiger sind Dreschreste von Nacktweizen ($n = 485$). Ferner wurden ein paar wenige Einkorndreschreste und einige nicht bis zur Art bestimmbar Dreschreste gefunden.

Die oben genannten Zahlen zeigen, dass man aus den Fundzahlen der Körner und Dreschreste nicht einfach auf die tatsächliche Relevanz der einzelnen Getreide schliessen kann. Aufgrund der Körnerzahl wäre die Gerste das Hauptgetreide, nach den Dreschresten der Emmer. Es stellt sich deshalb die Frage, wie die beiden Fundkategorien Körner und Dreschreste kombiniert werden können. Eine Möglichkeit wäre, Dreschreste als Nachweise aufgegessener Körner zu verstehen. In der Annahme, dass die Körner für alle Getreide eine vergleichbare Einheit darstellen, soll im Folgenden eine Umrechnung der unverkohlten Dreschreste versucht werden (Abb. 386). Als Ausgangsbasis dafür dienen die Getreidekonzentrationen aus den modifiziert aufbereiteten Proben.

Relativ einfach ist die Umrechnung beim Emmer. Ein Emmer-Ährchen enthält fast immer zwei Körner⁴⁴³, der Umrechnungsfaktor vom Dreschrest zum Korn beträgt also 2. Die gefundenen 165 Dreschreste des Emmers (Abb. 386, 4. Spalte) enthielten demnach 330 Emmerkörner⁴⁴⁴. Ebenfalls unproblematisch ist die Umrechnung bei der mehrzeiligen Gerste, die normalerweise drei Körner pro Spindelglied trägt, sodass sich aus den 18 unverkohlten Dreschresten pro Liter 54 Gerstenkörner errechnen lassen (Abb. 386, 6. Spalte). Beim Nacktweizen ist die Umrechnung von Dreschresten in Körner etwas schwieriger, da die Anzahl Körner pro Ährchen während der Horgener Zeit nicht eindeutig eruiert ist. Der Nacktweizen ist mit dem Emmer nahe verwandt, kann aber heutzutage vier bis fünf Körner pro Ährchen hervorbringen⁴⁴⁵. Aus dem Neolithikum sind Funde von Nacktweizenähren bekannt, die zwei bis sechs Körner pro Ährchen tragen⁴⁴⁶. Eine vorsichtige Schätzung für die Horgener Zeit wären drei Körner pro Nacktweizen-Ährchen. So liessen sich aus den gefundenen 71 unverkohlten Dreschresten (Spindelgliedern) pro Liter 213 Nacktweizenkörner berechnen.

Gemäss diesen Umrechnungen liegen also fiktive 54 Gerstenkörner, 330 Emmerkörner und 213 Nacktweizenkörner pro Liter vor (Abb. 386, 6. Spalte). Dabei gilt es allerdings zu bedenken, dass die errechnete Gerstenkörnerzahl sicher zu tief geschätzt ist, da wie erwähnt die Gerstendreschreste im Vergleich zu den Weizendreschresten ungleich fragiler sind. Um diese erhaltungsbedingten Verluste zu korrigieren, werden die vorhandenen Gerstendreschreste mit zehn multipliziert, wodurch ursprünglich 540 Körner pro Liter vorhanden gewesen wären (Abb. 386, 8. Spalte). Wie bei der Gerste ist auch beim Nacktweizen ein Korrekturfaktor nötig. Da die



a



b



c



Abb. 382. Verkohlte Getreidekörner (dorsal, ventral). a) Gerste (*Hordeum vulgare*). b) Emmer (*Triticum dicoccum*). c) Nacktwoizen (*Triticum aestivum/durum/turgidum*). M. 5:1.



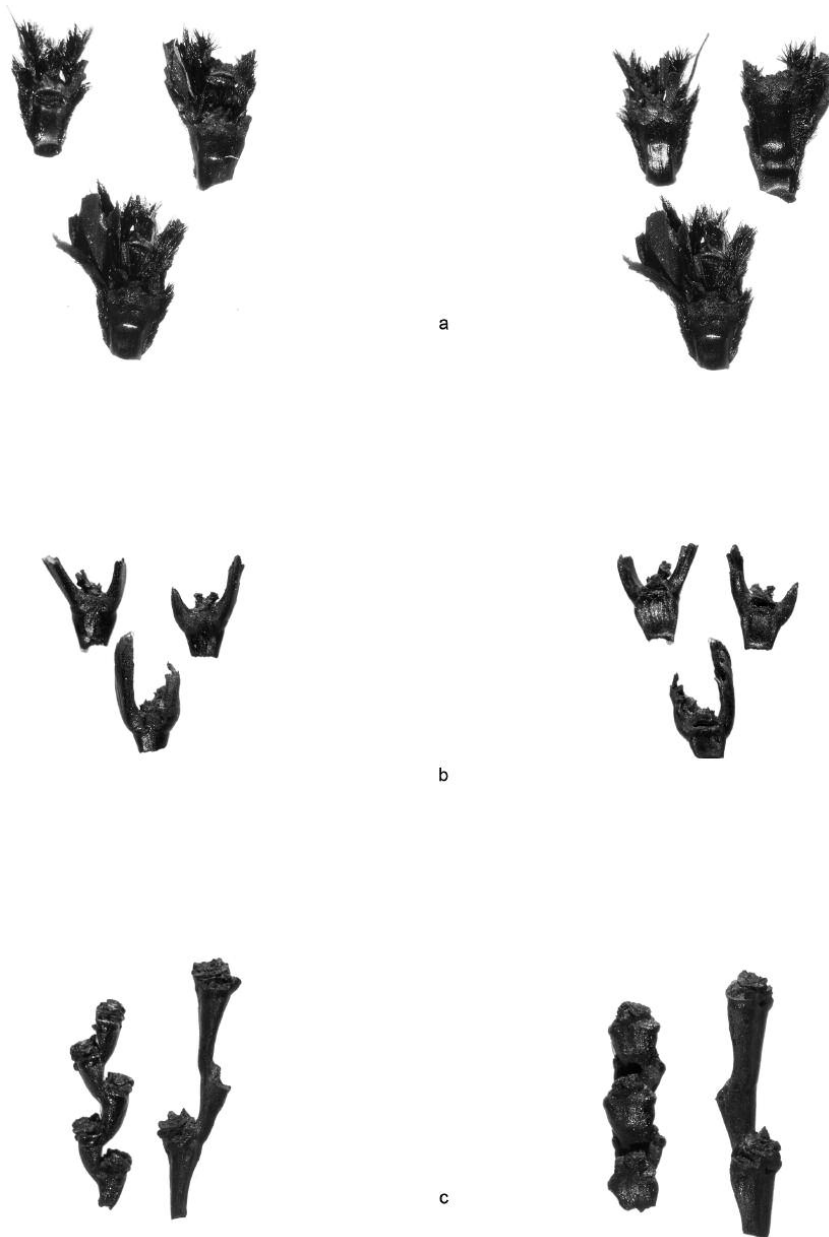


Abb. 383. Verkohlte Getreidedreschreste. a) Gerste (*Hordeum vulgare*). b) Emmer (*Triticum dicoccum*). c) Nacktweizen (*Triticum aestivum/durum/turgidum*). M. 5:1.

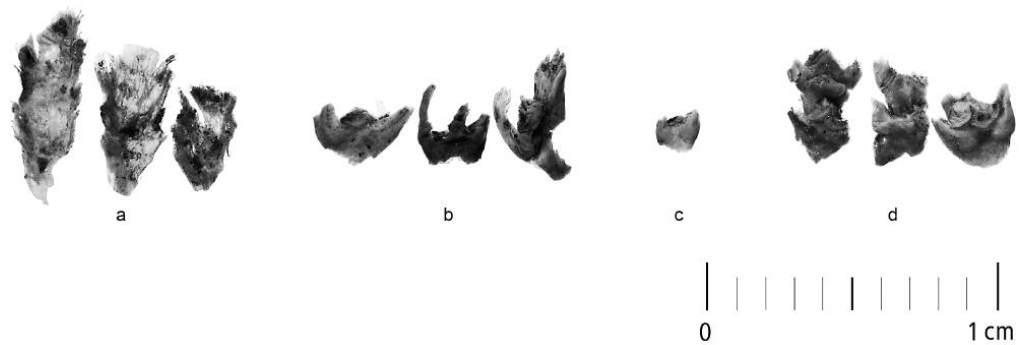


Abb. 384. Unverkohlte Getreidedreschreste. a) Gerste (*Hordeum vulgare*). b) Emmer (*Triticum dicoccum*). c) Nacktweizen (*Triticum aestivum/durum/turgidum*). d) Einkorn (*Triticum monococcum*). M. 5:1.

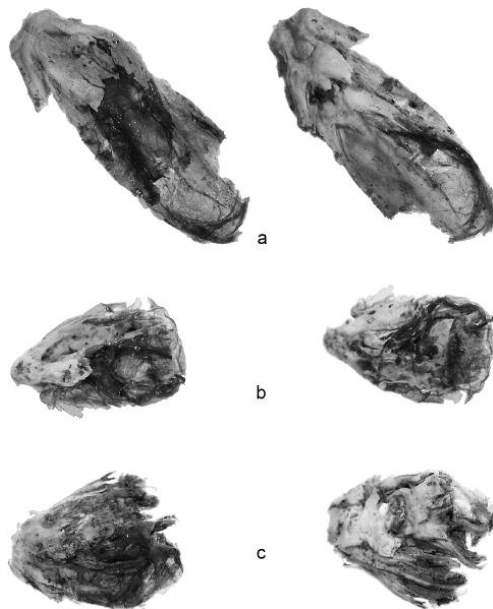


Abb. 385. Unverkohlte Getreideährchen. a) Emmer (*Triticum dicoccum*). b) Emmer (*Triticum dicoccum*). c) Nacktweizen (*Triticum aestivum/durum/turgidum*). M. 5:1.

Dreschreste des Emmers etwas robuster sind, werden beim Nacktweizen 20% hinzugezählt. Damit kommt man auf fiktive 250 Körner pro Liter. Nach diesen erhaltungsbedingten Korrekturen überwiegt die Gerste (540 Körner), gefolgt von Emmer (330 Körner) und Nacktweizen (250 Körner). Vom

Einkorn wurden nur wenige Dreschreste und keine Körner gefunden, weshalb angenommen werden kann, dass dieses keine Bedeutung als Anbaupflanze hatte.

Die Ausgangsbasis für die oben gezeigten Berechnungen waren die unverkohlten Dreschreste. Zu beachten ist, dass eine grosse Anzahl Weizendreschreste vorliegen, die bisher unberücksichtigt blieben (Abb. 386, Spalte 4), nämlich nicht artbestimmte Weizen, von denen drei Viertel der Doppelbestimmung Emmer/Nacktweizen zugewiesen wurden⁴⁴⁷. Der Umrechnungs- und der Korrekturfaktor liegen deshalb zwischen denjenigen für Emmer und Nacktweizen (Abb. 386, Spalten 5 und 7). Die hochgerechnete Anzahl Weizenkörner kann im Verhältnis 5:4:1 auf die Weizenarten Emmer, Nacktweizen und Einkorn verteilt werden⁴⁴⁸. So erhält man neben den hochgerechneten 540 Gerstenkörnern insgesamt 610 Emmerkörner, 470 Nacktweizenkörner und 60 Einkornkörner pro Liter. In Prozent ausgedrückt wären das 32% Gerste, 36% Emmer, 28% Nacktweizen und 4% Einkorn. Wenn man davon ausgeht, dass das uns bis heute erhaltene Material 5% des ursprünglichen Ausgangsmaterials nicht übersteigt, und wenn man bedenkt, dass die Schichtmächtigkeit in Pfäffikon-Burg 1 m beträgt, dann ergeben die hochgerechneten «aufgegessenen» Körner – 1680 pro Liter Schichtmaterial – für einige Leute und einige Jahre genug zu essen.

Die phasenweise Auswertung der Getreidereste ist mit einigen Unsicherheiten behaftet, da aus Periode A nur drei modifiziert aufbereitete Proben vorliegen und aus Periode C gar keine. Die beiden anderen Siedlungsphasen sind gut vertreten und zeigen ein ähnliches Bild: Die Konzentrationen der verkohlten Getreidereste, sowohl der Körner als auch der Dreschreste, weisen keine statistischen Unterschiede auf. Nur die unverkohlten Dreschreste unterscheiden sich signifikant: Emmer und Nacktweizen kommen in den Phasen B2–4 häufiger vor. Da jedoch die verkohlten Reste diesen Unterschied nicht zeigen, bleibt unklar, ob Emmer und Nacktweizen in den Phasen B2–4 tatsächlich häufiger angebaut wurden. Ebenso wäre denkbar, dass die unterschiedlichen Konzentrationen verschiedene Erhaltungsbedingungen der Siedlungs- und Bauphasen widerspiegeln, oder dass der Effekt durch eine Kombination von veränderter Wichtigkeit und unterschiedlichen Erhaltungsbedingungen zustande kommt.

	Körner verkohlt* n	Dreschreste verkohlt* n	Dreschreste unverkohlt* n	Dreschreste unverkohlt** n/l	Umrechnungsfaktor Dreschest – Korn**	berechnete Körner** n/l	Korrekturfaktor**	hochgerechnete Körner** n/l	hochgerechnete Körner, Weizen aufgeteilt** n/l	hochgerechnete Körner, Weizen aufgeteilt** %
Gerste	99	15	187	18	3	54	10	540	540	32
Emmer	31	13	1269	165	2	330	1	330	610	36
Nacktwoizen	38	54	485	71	3	213	1,2	250	470	28
Einkorn	0	3	15	2	1	2	1	2	60	4
Weizen	65	52	940	204	2,5	510	1,1	560		
Total	233	137	2896	460		1109		1682		100

Abb. 386. Anzahl und Konzentrationen verschiedener Getreidereste. *) alle Proben; **) nur modifiziert aufbereitete Proben. Unter «Weizen» sind alle nicht artbestimmten Weizenreste zusammengefasst (Aufteilung auf die verschiedenen Phasen vgl. Tab. 1).



Abb. 387. Lein (*Linum usitatissimum*). a) Samen. b) Kapselsegmente, paarweise zusammenhaftend. M. 5:1.

Schlafmohn und Lein

In horgenzeitlichen Fundschichten findet man üblicherweise sehr viel Lein und Schlafmohn, so auch in Pfäffikon-Burg. Leinsamen, Leinkapselsegmente und Schlafmohnsamen (Abb. 387, 388) kommen in allen Proben vor. Schlafmohnsamen sind mit Abstand am häufigsten und erreichen in Periode A mit 9413 Samen pro Liter ihre höchste Konzentration. Von Periode A über die Phasen B1 zu B2–4 nimmt die mittlere Mohnsamenkonzentration kontinuierlich ab, A und B2–4 unterscheiden sich signifikant.

Beim Lein findet man ebenfalls Phasenunterschiede, jedoch umgekehrt wie beim Mohn: Die Konzentration der Kapselsegmente ist in Periode A am tiefsten und in den Phasen B2–4 mit 2746 Segmenten pro Liter am höchsten, A und B2–4 unterscheiden sich signifikant. Die Leinsamen sind hingegen über die Perioden A und B ziemlich gleich verteilt mit einer mittleren Konzentration von 1374 Samen pro Liter. Zu Schlafmohn und Lein in Periode C können leider keine Aussagen gemacht werden, weil für diese Reste, ebenso wie für das Getreide, modifiziert aufbereitete Proben benötigt würden.

Verkohlte Lein- oder Mohnrreste kamen nur selten vor: 15 Leinsamen, 22 Kapselsegmente, eine ganze Leinkapsel und ca. 20 zusammenhaftende Mohnsamen wurden in verkohl-

tem Zustand gefunden. Dass Lein- und Mohnsamen nur selten verkohlt erhalten bleiben, ist schon seit längerem bekannt, denn die ölhaltigen Samen dieser Pflanzen verbrennen meistens ohne identifizierbare Rückstände⁴⁴⁹. So beträgt in den Stadtzürcher Schichten der Anteil der verkohlten Leinsamen an der Gesamtzahl der Leinsamen 3% und bei den Mohnsamen 0,5%. In Pfäffikon-Burg sind es noch weniger: Lein 0,2%, Mohn 0,005%. Mohnkapseln werden nur selten gefunden, da sie sehr dünnwandig sind. Einzig vom Kapseldeckel, der teilweise verholzt, liegen manchmal Fragmente, sogenannte Narbenstrahlen, vor (Abb. 388b). In Pfäffikon-Burg wurden sechs unverkohlte Narbenstrahlen gefunden, einer in Phase B1 und fünf in den Phasen B2–4⁴⁵⁰.

Eine Besonderheit im vorliegenden Fundmaterial sind die vielen (n = 2280), in fast allen Proben nachweisbaren, unverkohnten Leinstängelfragmente (Abb. 389). Sie kommen in den Siedlungsperioden A und B gleich häufig vor (durchschnittlich 32 Stängelfragmente pro Liter). Drei Proben stechen besonders viele Nachweise hervor: In Probe 411 (Phase B1) fallen schon beim Schlämmen Klumpen von Fasern auf (Abb. 390), von denen manche wie locker gedrehte Schnüre kurz vor der Auflösung aussehen. Diese Probe ist reich an Leinstängelfragmenten, -kapselsegmenten und -samen und enthält auch beträchtliche Mengen an unverkohnten Getreidedreschresten und Tannennadeln. Ihr

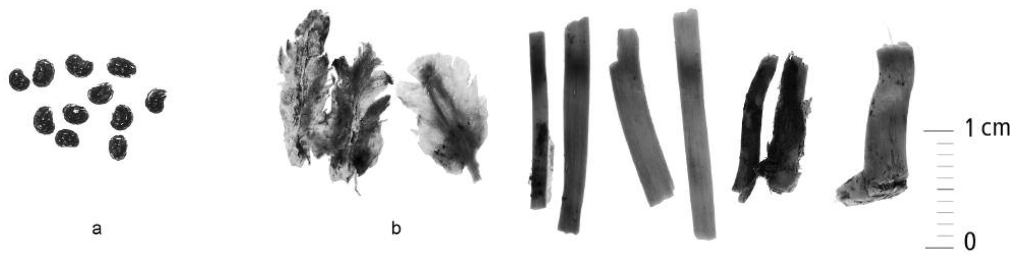


Abb.388. Schlafmohn (*Papaver somniferum*). a) Samen. b) Narbenstrahlen vom Kapseldeckel. M. 5:1.

Abb.389. Unverkohlte Leinstängel (*Linum usitatissimum*). Exemplare rechts mit Wurzelansätzen, mindestens drei Stängel sind teilweise von Rinde umgeben.

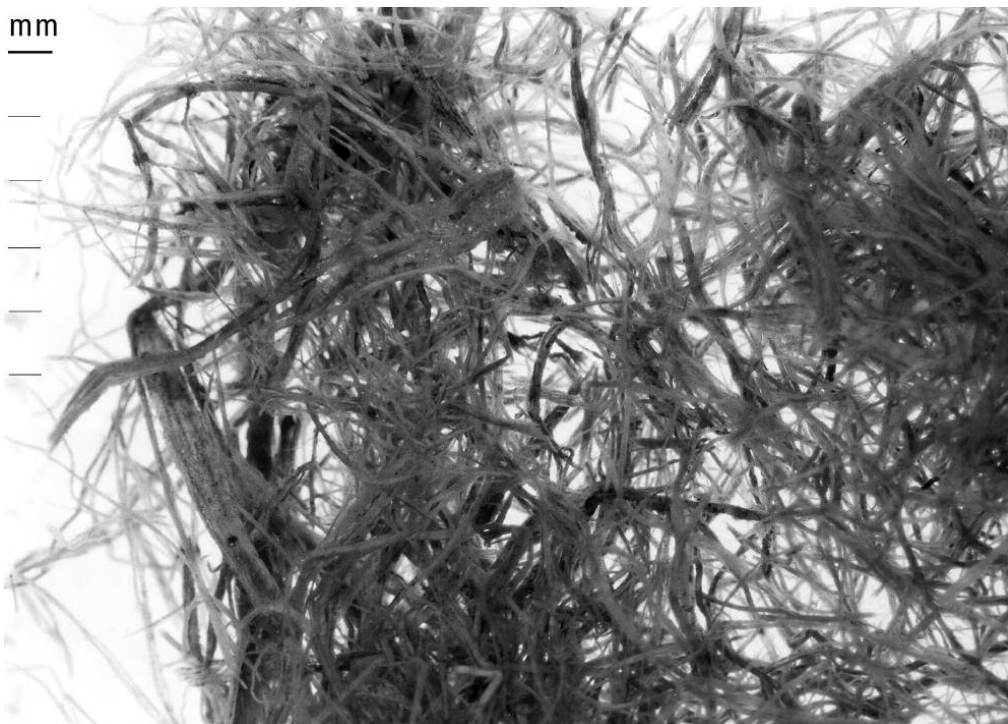


Abb.390. Fasern aus Probe 411.

Artenreichtum ist durchschnittlich. Probe 23 (Phase B1) enthält vor allem viele, sehr kurze Leinstängelstückchen von 5–8 mm Länge (Abb. 391), daneben einige Äste und nur die häufigsten Taxa, sodass sie als relativ artenarm gilt. Die nur 7 dl umfassende Probe 356 (Phase B2) kann als eigentliche Leinstängelprobe bezeichnet werden, besteht sie doch aus mehreren kompakten Brocken fest zusammengedrückter Leinstängellagen. Die bis zu 10 cm langen Stängel liegen ohne erkennbare Schichtung dicht und meist wirr durcheinander, manchmal allenfalls parallel. Die Brocken wurden durch leichtes Drücken unter Wasser gelöst und anschlies-

send geschlämmt. Beim Auswerten zeigte sich, dass neben 521 Leinstängelfragmenten, was immerhin einem Viertel aller gefundenen Leinstängel entspricht, sehr viele Tannennadeln und Äste die Hauptbestandteile der Probe bilden. Leinsamen und -kapselteile sind nur unterdurchschnittlich vertreten. Auffällig ist die hervorragende Erhaltung vieler Reste, was sich wohl auf ihre geschützte Lage innerhalb des kompakten Pakets zurückführen lässt. So sind beispielsweise 432 der 813 Tannennadeln in Probe 356 vollständig erhalten. Die Probe ist durchschnittlich artenreich, obwohl sich in ihr sieben seltene Taxa befinden⁴⁵¹.

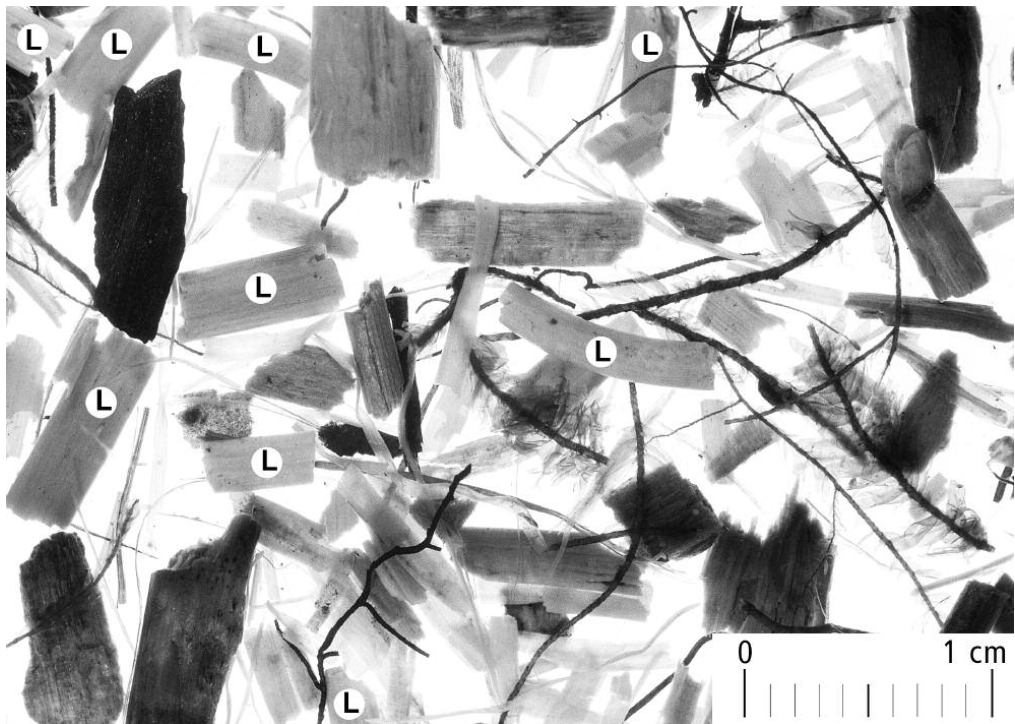


Abb. 391. Kleiner Ausschnitt aus der 2-mm-Fraktion von Probe 23. Kurze Leinstängelstückchen sind durch «L» markiert.

Erwähnenswert ist zudem, dass es unter den Leinstängelfragmenten immer wieder Stücke (2,5% aller Stängel) gibt, bei denen die Stängelbasis und die Wurzelbasis erkannt werden können (Abb. 389). Diese Beobachtung weist darauf hin, dass die Pflanzen bei der Ernte ganz ausgerissen wurden⁴⁵².

Erbse

Von der Erbse liegen lediglich zwei sicher bestimmte, unverkohlte Exemplare aus den Phasen B1 und C vor. Hinzu kommt ein unsicher bestimmter, ebenfalls unverkohlter Nachweis aus Phase B3. Aus dem geringen Vorkommen darf jedoch keinesfalls auf die Unwichtigkeit der Erbse geschlossen werden. Hier spiegelt sich vielmehr ein Erhaltungsproblem, denn unverkohlte Erbsen erhalten sich prinzipiell nur sehr schlecht, und da Erbsen normalerweise nicht geröstet werden, sind auch verkohlte Exemplare meist selten. Die hier vorliegende, geringe Anzahl ist auch im Kontext anderer Fundstellen nicht aussergewöhnlich⁴⁵³.

1.3.4 Sammelpflanzen

In den Pfäffiker Kulturschichten wurden vor allem Obstreste gefunden (Abb. 392). Am häufigsten ist die Walderdbeere, die in allen Proben vorkommt und eine durchschnittliche Kon-

Taxon	n/l	Stetigkeit %
Erdbeere, Kernchen	757	100
Himbeere, Kernchen	287	98
Wildapfel, Kernhauteile	160	100
Wildapfel, Samen	38	100
Buchecker, Fragmente	25	95
Haselnuss, Schalentteile	12	94
Brombeere, Kernchen	10	60
Judenkirsche, Samen	6	48
Eichel, Fragmente	3	67
Hagebutte, Samen	2	76
Schlehe, Stein	1	52
Holunder, Same	1	17

Abb. 392. Konzentrationen und Stetigkeiten der Sammelpflanzen (für die exakten Werte und die Aufteilung auf die verschiedenen Phasen vgl. Tab. 1). Stetigkeit: siehe Anm. 465.

zentration von 757 Kernchen pro Liter erreicht (Abb.393a). Auch Himbeeren und Wildäpfel waren sehr beliebt, Brombeeren wurden hingegen auffällig selten gefunden (Abb. 393b–e). Haselnusschalen liegen in fast allen Proben vor, sind aber mit zwölf Stück pro Liter nicht sehr häufig. Auch die Samen von Judenkirsche, Schlehe, Rose und Holunder



Abb. 393. Sammelpflanzen. a) Kernchen der Walderdbeere (*Fragaria vesca*). b) Kernchen der Himbeere (*Rubus idaeus*). c) Samen und d) Kernhausfragment des Wildapfels (*Malus sylvestris*). e) Kernchen der Brombeere (*Rubus fruticosus*). f) Judenkirschsamen (*Physalis alkekengi*). g) Steinkerne der Schlehe (*Prunus spinosa*). h) Rosensamen (*Rosa spec.*). i) Holundersamen (*Sambucus nigra/racemosa*). M. 5:1.



Abb. 394. Klette (*Arctium spec.*). Links: Samen, zwei davon mit deutlichen Spuren von Käferfrass. M. 5:1. Rechts: Pflanze.



wurden bestimmt, alle jedoch mit eher tiefen Konzentrationen (Abb. 393f–i). Himbeeren, Brombeeren, Hagebutten und Schlehen kommen in Periode A deutlich am häufigsten vor. Auffällig ist eine Probe (336, Phase B4) mit 99 Schlehensteinen – möglicherweise ein kleiner Vorratsfund.

Eicheln und Bucheckern dienten wohl – neben der Nahrung für Menschen – hauptsächlich als Tierfutter. Sie sind im Fundmaterial sehr ähnlich verteilt: Höchste Mittelwerte und Stetigkeiten finden sich in Periode A, nur wenig tiefere Mittelwerte kommen in den Phasen B2–4 vor, und vergleichsweise sehr tiefe Mittelwerte sind in Phase B1 nachgewiesen. In Periode A fanden sich 44 Buchecker- und acht Eichelfragmente pro Liter. Damit sind die Werte der Bucheckern – verglichen mit den sonst üblichen Fundzahlen in horgenzzeitlichen Kulturschichten – sehr hoch, Eicheln hingegen sind ziemlich rar, obwohl sie in zwei Dritteln aller Proben auftreten.

Grundsätzlich können die meisten in den Proben bestimmten Pflanzen als Sammelpflanzen bezeichnet werden, sind sie doch meist auf die eine oder andere Art nutzbar⁴⁵⁴. Baldrian, Brennnessel, Eisenkraut, Johanniskraut, Bilsenkraut, Zahntrost und Linde⁴⁵⁵ finden etwa als Heilpflanzen Verwendung. Dill, Dost und Wilde Möhre⁴⁵⁶ sind bekannte Gewürze, wilde Möhre und Hederich⁴⁵⁷ liefern essbare Wurzeln, aus Ackersenf- und Klettensamen⁴⁵⁸ lässt sich Öl herstellen, und mit den Blättern von Schilf, Seebirse und Sägeried können Hausdächer gedeckt werden⁴⁵⁹. Es ist jedoch oftmals unmöglich zu entscheiden, ob eine Pflanze absichtlich oder zufällig in die Siedlung gebracht wurde oder etwa zwischen den Häusern wuchs. Als Beispiel sei die Klette (*Arctium spec.*) genannt, von der über 900 Samen gefunden wurden (Abb. 394a). Sie kann praktisch flächendeckend nachgewiesen werden und erreicht ihre höchste Konzentration mit 15 Samen pro Liter in den Phasen B2–4. In einer Probe (369) wurden 149 Samen gefunden, was eventuell auf eine Sammeltätigkeit hinweist. Mögliche Nutzungen der Klette sind wie schon gesagt das aus den Samen gepresste, orangefarbene Öl, das auch heute noch als Haaröl verwendet wird, daneben können die Blätter und die artischokenähnlichen, jungen Blütenstände als Gemüse gegessen werden. Grundsätzlich bevorzugt die Klette, eine meist über 1 m

hohe, buschige Pflanze mit grossen Blättern (Abb. 394b), ruderal, etwas feuchte Standorte⁴⁶⁰. Es wäre denkbar, dass sie in der Siedlung oder in nächster Nähe wuchs und ihre Samen überall ausstreute oder dass die Samen von den Siedlern zur weiteren Verwendung eingesammelt und in die Siedlung gebracht wurden. Eine Gegenüberstellung mit anderen Siedlungen zeigt, dass es Horgener Siedlungen mit vergleichbar vielen Klettensamen (Horgen-Scheller 3, Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung 3) und Fundstellen praktisch ohne Klettensamen (etwa Zürich-Seefeld, Mozartstrasse 3) gibt⁴⁶¹.

1.3.5 Unkräuter

Die horgenzzeitlichen Äcker hat man sich vermutlich als mehr oder weniger ausgedehnte, offene Stellen im Wald um die Siedlung herum vorzustellen. Viele Pflanzen, die damals auf den Äckern wuchsen, sind heutzutage keine Ackerunkräuter mehr⁴⁶². Aus Untersuchungen an neolithischen Getreidevorräten weiss man, dass damals Pflanzen, die heute nicht auf Äckern wachsen, die relativ neuen, unbewaldeten Lebensräume besiedelten, die der Mensch durch seine ackerbauliche Tätigkeit geschaffen hatte. Es handelt sich um Pflanzen, die heute an gestörten, ruderalen Stellen vorkommen, die sogenannten Ruderalpflanzen, um heutige Wiesenpflanzen und natürlich um Pflanzen von Waldlichtungen und Waldrändern. Aus dem gemeinsamen Auffinden von Samen dieser Pflanzen mit Getreidekörnern in Vorratsfunden wird geschlossen, dass diese Pflanzen als Unkräuter auf den neolithischen Feldern wuchsen und zusammen mit dem Getreide geerntet wurden⁴⁶³. Es konnte auch gezeigt werden, dass sich die Getreideunkräuter im Neolithikum noch nicht in Sommer- oder Wintergetreideunkräuter differenziert hatten, denn im selben Getreidevorrat fanden sich häufig heutige Sommer- und Winterunkräuter gemeinsam⁴⁶⁴.

In Pfäffikon-Burg wurden keine Getreidevorräte entdeckt, daher sind keine abgesicherten Rückschlüsse auf die Ackerflora möglich. Im Folgenden werden alle krautigen Pflanzen, die heute als Ruderal-, Wiesen-, Waldlichtungs- und Waldrandpflanzen wachsen, als «Unkräuter» zusammengefasst –



Abb. 395. Samen des Zahntrostes (*Odontites cf. vulgaris*). M. 5:1.

wohl wissend, dass diese auch in anderen Bereichen als den Ackerflächen wuchsen und auf vielerlei Wegen in die Siedlung gelangt sein können, nicht nur mit der Getreideernte.

Da die meisten Unkräuter nur sehr geringe Konzentrationen erreichen, betrachtet man die Stetigkeiten als Mass für ihre Verbreitung⁴⁶⁵. In Pfäffikon-Burg wurden 64 potenzielle Unkräuter gefunden (Tab. 2). Zunächst fällt auf, dass in den Phasen B2–4 deutlich am meisten Unkrauttaxa vorliegen. Hier zeichnet sich aber weniger ein tatsächlicher Phasenunterschied ab, als vielmehr ein Effekt der Tatsache, dass in den Phasen B2–4 weitaus am meisten Probenmaterial untersucht wurde. Wenn mehr Probenmaterial untersucht wird, ist die Wahrscheinlichkeit, dass selten vorkommende Taxa gefunden werden, grösser als bei einer geringeren Menge Probenmaterial. Von diesem Effekt unabhängig sind die Stetigkeiten. An den hohen Stetigkeiten von 60–100% zeigt sich, dass Klette, Raue Gänsedistel, Eisenkraut und Rainkohl in allen Phasen weit verbreitet gewesen sein müssen⁴⁶⁶. In Periode A waren zusätzlich Wirbeldost, Hornkraut und Nabelmiere sehr verbreitet, in den Phasen B2–4 ausser den schon genannten Arten zudem Hohlzahn, Brennnessel, Dost, Odermennig, Johanniskraut und Kriechender Hahnenfuss⁴⁶⁷. Leider wurden keinerlei Korrelationen zwischen potenziellen Unkräutern und den Getreidetaxa gefunden⁴⁶⁸. Man kann aber annehmen, dass die weit verbreiteten Kräuter auch auf den Feldern nicht selten vorkamen. Die potenziellen Unkräuter können zudem nach ihrer Lebensdauer in einjährige, ein- bis zweijährige und mehrjährige Pflanzen aufgeteilt werden. In allen Phasen finden sich etwa dieselben Anteile: 20% einjährige, 20% ein- bis zweijährige, 40% mehrjährige und 20% nicht eindeutig zuordenbare Pflanzen (Tab. 2).

Auffallend ist, dass die in anderen neolithischen Fundstellen öfters festgestellten Leinunkräuter wie etwa die Kretische Flachsnelke (*Silene cretica*) oder der Leindotter (*Camelina sativa* s.l.) nicht nachgewiesen sind. Allerdings liegen in der Leinstängelprobe 356 mehrere unspezifische Unkräuter vor, die man sich durchaus in Leinfeldern vorstellen kann: Sandkraut, Ackersenf, Hirtentäschel, Rainkohl, Zahntrost (Abb. 395), Persischer Knöterich, Eisenkraut und Vogelwicke⁴⁶⁹. Von allen krautigen Pflanzen korreliert einzig die Raue Gänsedistel (*Sonchus asper*), ebenfalls ein unspezifisches Unkraut, signifikant mit Leinsamen. Bei Kapselsegmenten und Stängeln finden sich keine Korrelationen mit möglichen Unkräutern. Ursula Maier stellt fest, dass in den wenigen bisher gefundenen jungneolithischen Leinvorräten sehr verschiedene Ackerunkräuter vorkommen⁴⁷⁰. Sie schliesst daraus, dass die jungneolithischen Leinunkrautgesellschaften noch relativ unspezifisch waren, d.h. sich mehr oder weniger aus «Allerweltsunkräutern» zusammensetzten. Die typischen Leinunkräuter wie die Kretische Flachsnelke, der Leindotter, das Falsche Kletten-Labkraut (*Galium spurium*) oder die Leinseide (*Cuscuta epilinum*) haben ihre Lebensgewohnheiten also erst nach dem Jungneolithikum an die Bedingungen im Leinfeld angepasst⁴⁷¹.

Zu den Unkräutern gehören einige Pflanzen, die auf dem Boden eine Blattrosette bilden. Aufgrund dieser Wuchsform gelten sie als besonders trittfest. Dazu zählen das Hornkraut,

der Grosse Wegerich, die Brunelle, der Kriechende Hahnenfuss, das Einjährige Rispengras und der Vogelknöterich⁴⁷². Alle diese Pflanzen weisen in den Phasen B2–4 die höchsten Konzentrationen und Stetigkeiten auf. Obwohl sie vermutlich auf den Feldern als Unkraut wuchsen, ist nicht sicher, dass sie bei der Ernte in die Siedlung gelangten, denn es handelt sich durchwegs um eher kleine Pflanzen. Es wäre auch denkbar, dass diese Unkräuter in der Siedlung vorkamen. Da in den Kulturschichten eher wenig Tierkot gefunden wurde und auch der durch Knochen festgestellte Haustierbestand klein war, können die Pflanzen auf eine zunehmende Trittbelastung durch Menschen hinweisen. Trittpflanzen gelten auch als Anzeiger für eine Bodenverdichtung.

1.3.6 Waldpflanzen

Die Gruppe der Waldpflanzen ist mit 43 Taxa weitaus die vielfältigste. Darunter findet man 19 Baumarten, 6 Sträucher, 17 krautige Pflanzen und die Mistel, die als Halbschmarotzer auf Bäumen wächst. Dass der Wald für den Menschen sehr wichtig war, zeigt die hohe Zahl an Sammelpflanzen (vgl. Kap. IV.1.3.4). Aber auch nicht essbare Pflanzenteile wurden für Mensch und Haustier aus dem Wald geholt, wie die vielen Ästchen, Laubblattfragmente und Knospen belegen. Leider konnten die Äste wegen ihres schlechten Erhaltungszustands nicht bestimmt werden. 16 Baumarten sind jedoch durch Knospen belegt, darunter mit Abstand am häufigsten die Weisstanne (*Abies alba*). Sie macht 43% aller Knospen aus, gefolgt von Ulme (8%), Hasel, Mistel und Rotbuche (je 6%), Weide (5%) und Eiche (3%) (Abb. 396). Die Weisstanne hinterliess im Fundmaterial nicht nur Knospen, sondern flächendeckend auch 8200 Nadeln und ist damit vierthäufigster Fund nach Erdbeere, Schlafmohn und Lein. Von Fichte (*Picea abies*) und Föhre (*Pinus sylvestris*) wurden nur vereinzelt Nadeln gefunden, etwas häufiger von der Eibe (*Taxus baccata*; Abb. 397). Alle durch Holzartefakte (z.B. Bretter, Schindeln, Pfeilbögen, vgl. Kap. II.5 und III.10) belegten Holzarten können auch in den Makroresten als Samen oder Knospen nachgewiesen werden.

Auffällig ist, dass das Auftreten der Tannennadeln in Phase B1 mit jenem von Bucheckern, Eicheln, Eibennadeln, Laubblattfragmenten, Ästen, Leinstängeln und unverkohlten Getreidedreschresten korreliert. Viele dieser Reste korrelieren auch untereinander. Möglicherweise haben wir hier die Überreste von Stalleinstreu, Winterfutter für Kleinvieh oder Isolationsmaterial vor uns. Im Gegensatz zu Phase B1 ist in den Phasen B2–4 zwischen Ästen, Laubblattfragmenten, Tannennadeln, Leinstängeln und Getreidedreschresten kein Zusammenhang nachweisbar.

1.3.7 Wasserpflanzen/Uferpflanzen

Feuchtigkeits- und nassliebende Pflanzen kommen in 43 der 45 Proben vor, meistens allerdings in geringen Konzentrationen von 0,1–5 Resten pro Liter. Stetigkeiten von 5–30% belegen, dass die nassliebenden Pflanzen recht verbreitet waren. Als einzige etwas häufigere Pflanze ist das Schilfrohr (*Phragmites australis*) zu nennen. Seine Stetigkeit beträgt über 50% und seine Gesamtkonzentration 5,7 Reste pro Liter. Es ist bekannt, dass sich das Schilfrohr am Zürichsee erst im Verlauf des Neolithikums im Gefolge des Menschen ausbreiten konnte und etwa ab der Horgener Zeit deutlich häufiger vorkommt⁴⁷³. Wie sich das Schilfrohr am viel kleineren

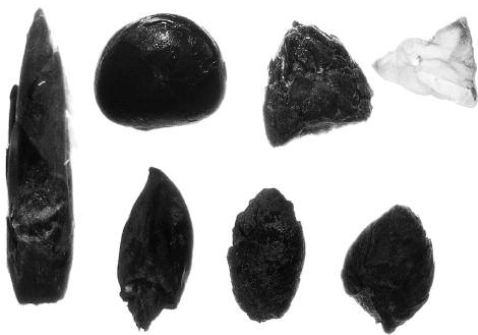


Abb. 396. Verschiedene Knospen. Obere Reihe, von links nach rechts: Ulme, Weisstanne, Mistel. Untere Reihe, von links nach rechts: Rotbuche, Weide, Eiche, Hasel. M. 5:1.



Abb. 398. Blättchen und Sporophyt des Gewellten Neckermoses (*Neckera crispa*). M. 5:1.



Abb. 397. Verschiedene Nadeln. Von oben nach unten: Fichte, Eibe, Föhre, Weisstanne. M. 5:1.

und flacheren Pfäffikersee entwickelte, wissen wir nicht. Dazu wären detaillierte Untersuchungen von Bohrkernen der Ufersedimente ausserhalb des Siedlungsbereichs nötig.

1.3.8 Tierkot

Fast 700 Kotstücke von Schaf oder Ziege wurden gefunden, die meisten davon fragmentiert⁴⁷⁴. Sie treten in den Phasen B2–4 mit 17 Stück pro Liter signifikant am häufigsten auf. Die Analyse der Knochenfunde zeigt (vgl. Kap. IV.3.4), dass die Siedlerinnen und Siedler neben zahlreichen Ziegen auch Schweine und Kühe als Haustiere hielten. Deren Kot wurde aber nicht gefunden. Es gibt im untersuchten Material öfters kleine und grössere Stücke von fest zusammenhaftendem Material, die zunächst als mögliche Kuhfladenteile angesprochen wurden. Um die Identität dieser Stücke abzuklären, wurde einerseits eine mikromorphologische Untersuchung an fünf Exemplaren durchgeführt⁴⁷⁵, andererseits wurden von drei Proben der lockere und der zusammenhaftende Teil separat geschlämmt und analysiert⁴⁷⁶. Die mikromorphologische Untersuchung zeigt, dass in den zusammenhaftenden Teilen zwar einzelne kleine Fragmente von Kuhfladen, menschlichem Kot und Schaf-/Ziegenkot vorkommen, dass es sich aber sicher nicht um reinen Kuhfladen handelt. Der

Anteil an Fäkalien ist generell gering. An einem Exemplar sind Spuren von Begehung sichtbar, die vielleicht zu der festen Struktur geführt haben könnten. Auch die Makrorestauswertung der drei genannten Proben ergibt keine Hinweise auf Besonderheiten. Die Pflanzenrestkonzentration der zusammenhaftenden Teile einer Probe ist generell deutlich höher als diejenige des lockeren Anteils, aber inhaltlich unterscheiden sich die Teilproben nur unwesentlich, wie eine Korrespondenzanalyse ergab.

Durch die Kombination von makrorestanalytischer und mikromorphologischer Untersuchung konnte also gezeigt werden, dass es sich bei den lockeren und den zusammenhaftenden Teilen um dasselbe Material handelt. Weiterhin ungeklärt ist aber die Frage, wie hoch der Anteil an Fäkalien in einer organischen Kulturschicht im Feuchtbodenmilieu ist. Die ubiquitäre Anwesenheit von Erdbeerkerneln darf als sicherer Hinweis dafür gewertet werden, dass in allen untersuchten Proben zumindest ein Teil des Materials aus Fäkalien stammt.

1.3.9 Statistisch unberücksichtigte Proben

Insgesamt acht kleine Sammelproben mit lediglich 20–400 ml Volumen wurden nicht in die statistischen Auswertungen ein-

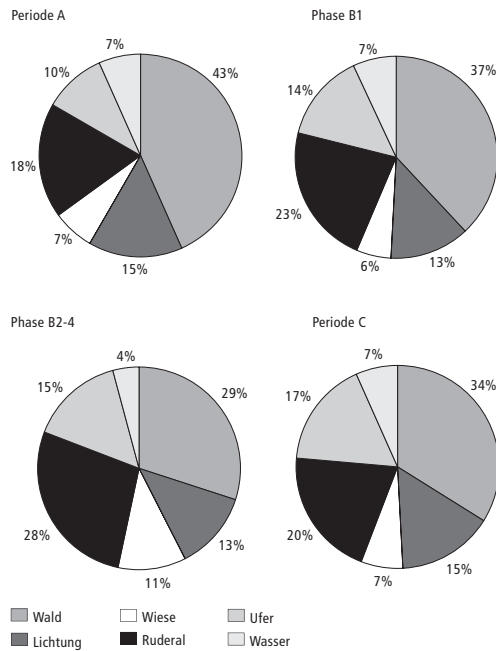


Abb. 399. Darstellung der Prozentanteile Taxa pro Phase. Die Taxa sind in ökologischen Gruppen zusammengefasst; nicht dargestellt sind Anbaupflanzen und Taxa, die sich keiner ökologischen Gruppe zuordnen lassen. Berechnungsbasis: Periode A: 74 Taxa, 8 Proben; Phase B1: 81 Taxa, 11 Proben; Phase B2-4: 126 Taxa, 24 Proben; Periode C: 67 Taxa, 3 Proben.

bezogen (vgl. Kap. IV.1.2.1). Je drei Proben stammen aus Periode A und Phase B3, zwei Proben aus Phase B1 (Abb. 381). Dabei handelt es sich meistens um bereits makroskopisch auffällige Samenansammlungen: Zwei Proben (103, 147) enthalten massenhaft Erdbeerkernchen, zwei Proben (20, 36) Himbeerkernchen, eine Probe (430) Judenkirschensamen, zwei Proben (329, 347) Moospolster des gewellten Neckermoses (*Neckera crispa*; Abb. 398), und eine Probe (129) fällt durch Fischschuppenreichtum auf.

1.3.10 Phasenunterschiede

Für einen Vergleich eignen sich vor allem die Siedlungsperioden A und B und weniger Periode C wegen ihrer unterschiedlichen Erhaltung und der geringen Probenmenge. Aus Siedlungsperiode A liegen acht, aus Siedlungsphase B1 elf und aus den Phasen B2-4 24 Proben vor. Die Gesamtkonzentrationen dieser drei Phasen unterscheiden sich statistisch nicht und betragen im Gesamtmittel 11 700 Pflanzenreste pro Liter Ausgangsmaterial. Es zeigt sich zunächst, dass in Periode A am meisten Schlafmohn vorkommt und in den Phasen B2-4 am meisten Leinkapselsegmente und Dreschreste von Emmer und Nacktweizen (vgl. Kap. IV.1.3.3). Bei den Sammelpflanzen sind Himbeeren, Brombeeren, Schlehen und Hagebutten in Periode A signifikant am häufigsten.

Diese Unterschiede beruhen auf Konzentrationen (Anzahl Funde pro Liter Ausgangsmaterial). Weiter können die Phasen aber auch bezüglich ihrer Diversität verglichen werden: Findet man gleich viele verschiedene Pflanzen in allen Phasen, und handelt es sich dabei um dieselben Pflanzen? Dabei wird die Diversität durch die Anzahl Taxa pro Probe oder pro Phase erfasst. Im Fundmaterial können signifikante Unterschiede festgestellt werden (vgl. Tab. 1, ganz unten): Am wenigsten Taxa kommen in Phase B1 mit 29,2 Taxa pro Probe vor, am meisten hingegen in Periode C mit 45,0. Statistisch unterscheiden sich Periode A und Phase B1 nicht, genauso wie die Phasen B2-4 und Periode C. B2-4 und C enthalten wesentlich mehr Taxa pro Probe als A und B1. Diese Betrachtung erfasst die Anzahl Taxa pro Probe, sie liefert also ein Mass für die Anzahl verschiedener Pflanzen, die in einer Probe vorhanden sind. Dieses Mass wurde im vorliegenden Material von der Aufbereitungsweise nicht beeinflusst (vgl. Kap. IV.3.1), weshalb alle Proben aus allen Phasen einbezogen werden dürfen. Auch ist das Volumen der einbezogenen Proben mehr oder weniger einheitlich, weshalb die durchschnittliche Anzahl Taxa pro Probe direkt über alle Phasen verglichen werden kann. Die Anzahl Taxa pro Phase ist ebenfalls vom untersuchten Volumen abhängig, und da in den Phasen B2-4 viel mehr Proben und damit auch mehr Volumen als in den anderen Phasen untersucht wurde, kann die Anzahl Taxa pro Phase nicht direkt über alle Phasen verglichen werden.

Die Tatsache, dass in den Proben von Periode A und Phase B1 wesentlich weniger Taxa pro Probe vorliegen als in den Proben der Phasen B2-4 und der Periode C, lässt annehmen, dass die Pflanzenvielfalt in der näheren Umgebung der Siedlung in den Phasen B2-4 und Periode C grösser war als in Periode A und Phase B1. Dies kann wahrscheinlich auf die Aktivitäten der Siedlerinnen und Siedler zurückgeführt werden, die vielerlei Spuren in ihrer pflanzlichen Umwelt hinterliessen, sei es in Form von angepflanzten Nutzpflanzen, von Störungen der vorhandenen Flora oder von Nährstoffeintrag durch Mensch und Vieh. Im Probenmaterial haben die angepflanzten Nutzpflanzen keinen Anteil an der erhöhten Pflanzenvielfalt, denn in allen Phasen wurden dieselben sieben Anbaupflanzen gefunden. Um Aufschluss über Umweltveränderungen zu bekommen, wurden die gefundenen Taxa (ohne Anbaupflanzen) nach ihren heute bevorzugten Wuchsorten zusammengefasst. So ergaben sich sechs ökologische Gruppen: Waldpflanzen, Lichtungs-/Waldrandpflanzen, Wiesenpflanzen, Ruderal-, feuchtigkeitsliebende Pflanzen/Uferpflanzen und Wasserpflanzen. Betrachtet man die Verteilung der gefundenen Taxa auf diese ökologischen Gruppen, so erkennt man auf den ersten Blick kaum Unterschiede (Abb. 399). In allen Phasen machen die Waldpflanzen den grössten Anteil aus, gefolgt von den Ruderalen. Bei näherer Betrachtung fällt allerdings ein zunächst übersehener Unterschied auf: Die Waldpflanzen weisen in Periode A den höchsten Prozentsatz auf und nehmen in B1 und B2-4 kontinuierlich ab. Umgekehrt verhält es sich bei den Ruderalen, sie nehmen von A über B1 nach B2-4 kontinuierlich zu. Die Darstellung der Periode C muss – infolge des geringen Probenmaterials – wieder mit Vorsicht betrachtet werden.

Eine mögliche Interpretation der veränderten Anteile von Waldpflanzen und Ruderalen lautet folgendermassen: Im Verlauf der Besiedlung von Periode A bis zum Ende von Periode B wird die Umgebung der Siedlung offener, d.h. weniger bewaldet. Nicht nur Ruderalpflanzen, sondern auch Wiesenpflanzen und Lichtungs-/Waldrandpflanzen deuten auf Offenland und Waldauflichtung hin. Die addierten Anteile

nur vorkommend in	deutscher Name	lateinischer Name	Ökologische Gruppe	Nährstoffzeiger
Periode A	Hexenkraut	<i>Circaea lutetiana</i>	Wa	S
	Feldahorn	<i>Acer campestre</i>	Wa	
	Klappertopf	<i>Rhinanthus</i>	Wi	
Phase B1	Wasserdost	<i>Eupatorium cannabinum</i>	Li	S
	Knäuelblütiger Ampfer	<i>Rumex conglomeratus</i>	Ru	S
	Kompasslattich	<i>Lactuca serriola</i>	Ru	
	Sumpf-Helmkraut	<i>Scutellaria galericulata</i>	Uf	
	Fiederzwenke	<i>Brachypodium pinnatum</i>	Wa/Wi	
	Fingerkraut	<i>Potentilla</i>		
Phasen B2–4	Borstendolde	<i>Torilis japonica</i>	Li	n
	Reitgras	<i>Calamagrostis epigejos</i>	Li	
	Königskerze	<i>Verbascum</i>	Ru/Li	
	Bilsenkraut	<i>Hyoscyamus niger</i>	Ru	Ü
	Hirtentäschel	<i>Capsella bursa-pastoris</i>	Ru	S
	Weisser/Schneeballbl. Gänsefuß	<i>Chenopodium album/opulifolium</i>	Ru	S
	Schwarzer Nachtschatten	<i>Solanum nigrum</i>	Ru	S
	Spießmelde/Rutenmelde	<i>Atriplex hastata/patula</i>	Ru	n
	Echte Katzenminze	<i>Nepeta cataria</i>	Ru	n
	Bitterkraut	<i>Picris hieracioides</i>	Ru	n
	Einjähriges Rispengras	<i>Poa annua</i>	Ru	n
	Hederich	<i>Raphanus raphanistrum</i>	Ru	n
	Dill	<i>Anethum graveolens</i>	Ru	
	Quendelblättriges Sandkraut	<i>Arenaria serpyllifolia</i>	Ru	
	Ackerdistel/Kratzdistel	<i>Cirsium arvense/palustre</i>	Ru/Uf	n
	Gift-Hahnenfuß	<i>Ranunculus sceleratus</i>	Uf	Ü
	Schwarzpappel	<i>Populus nigra</i>	Uf	n
	Wilde Sumpfkresse	<i>Rorippa silvestris</i>	Uf	n
	Wasserschierling	<i>Cicuta virosa</i>	Uf	
	Studentenröschen	<i>Parnassia palustris</i>	Uf	
	Kratzbeere	<i>Rubus caesius</i>	Uf/Wa	S
	Alpen-Heckenkirsche	<i>Lonicera alpigena</i>	Wa	n
	Weissdorn	<i>Crataegus</i>	Wa	
	Esche	<i>Fraxinus excelsior</i>	Wa	
	Föhre	<i>Pinus sylvestris</i>	Wa	
	Zitterpappel	<i>Populus tremula</i>	Wa	
	Spätblühender Zahntrost	<i>Odontites cf. vulgaris</i>	Wi	n
	Straussgras	<i>Agrostis</i>	Wi	
	Lieschgras	<i>Phleum</i>	Wi	
	Knäuelblütige Glockenblume (Typ)	<i>Campanula glomerata</i> (Typ)	Wi/Li	
	Quendelblättriger Ehrenpreis	<i>Veronica serpyllifolia</i>	Wi/Ru	n
	Vogelwicke	<i>Vicia cracca</i>	Wi/Ru	n
	Grasblättrige/Sumpf-Sternmiere	<i>Stellaria graminea/palustris</i>	Wi/Uf	
	Kriechender Günsel	<i>Ajuga reptans</i>	Wi/Wa	n
	Ziest	<i>Stachys</i>		
	Baldrian	<i>Valeriana</i>		
Periode C	Tollkirsche	<i>Atropa bella-donna</i>	Li	n
	Nesselbl. Glockenblume (Typ)	<i>Campanula trachelium</i> (Typ)	Li	n
	Kleiner Knöterich	<i>Polygonum minus</i>	Uf	n
	Milder Knöterich	<i>Polygonum mite</i>	Uf	n

Abb. 400. Alle Taxa, die nur in einer Phase gefunden wurden. Die allermeisten dieser Taxa sind mit nur einem bis wenigen Exemplaren vertreten. Ökologische Gruppe: Wa = Wald; Li = Lichtung/Waldrand; Wi = Wiese; Ru = Ruderal; Uf = Ufer/feuchter Boden. Nährstoffzeiger: n = wünscht nährstoffreichen Boden; S = Stickstoffzeiger; Ü = Überdüngungszeiger.

dieser Pflanzen zeigen, dass sich die Offenlandtaxa von A über B1 zu B2–4 auf über 50% steigern. Ein Vergleich jener Taxa, die nur in einer Phase vorkommen, liefert zudem zusätzliche Informationen. Wiederum finden sich – infolge der grossen Probenmenge – in den Phasen B2–4 am meisten Taxa (Abb. 400). Entscheidend ist nun, aus welchen ökologischen Gruppen diese Pflanzen stammen und welche Nährstoffansprüche sie stellen. Der Nährstoffeintrag, hauptsächlich in Form von Stickstoff, wird normalerweise durch die Anwesenheit von Mensch und Tier stark erhöht, was sehr schnell in der Flora erkennbar ist. Welche Unterschiede zwischen den Phasen lassen sich nun bezüglich stickstoffliebender Pflanzen feststellen? Lediglich drei Taxa wurden nur in Periode A gefunden, davon stammen zwei aus dem Wald, eine hat hohe Nährstoffansprüche. In Phase B1 kommen sechs neue Arten dazu, zwei davon haben hohe Nährstoffansprüche. Drei Arten stammen zudem aus dem Offenland (Lichtung, Ruderal). Die Phasen B2–4 unterscheiden sich durch 36 Taxa von den anderen Phasen, 20 davon stellen hohe Nährstoffansprüche. Zwei von ihnen sind sogar Überdüngungsanzeiger. Insgesamt stammen 20–23 Taxa, d.h. 55–63%, vom Offenland (Lichtung, Ruderal, Wiese). Die vier spezifischen Arten der Siedlungsperiode C schliesslich haben alle hohe Nährstoffansprüche.

Bei den nur in einer Phase vorkommenden Taxa zeigt sich also ein anteilmässiger Rückgang der Waldpflanzen, eine Zunahme der Offenlandtaxa und vor allem eine Zunahme der Arten mit hohen Nährstoffansprüchen. Von den Taxa, die in mehr als einer Phase vorkommen (nicht dargestellt auf Abb. 400), sind 30% Arten mit hohen Nährstoffansprüchen. Gleich viele Arten mit hohen Nährstoffansprüchen finden sich bei den neu hinzukommenden Taxa in Periode A und Phase B1. In den Phasen B2–4 sind es 55% und in Periode C gar 100% – dieser Anteil würde bei einer grösseren Probenmenge aber zweifellos sinken. In den Phasen B2–4 finden wir unter den nährstoffliebenden Taxa vor allem Ruderal- und feuchtigkeitsliebende Pflanzen/Uferpflanzen. Der durch Mensch und Tier verursachte Nährstoffeintrag hat sich also vor allem an ruderalen und feuchten Standorten ausgewirkt – alles Standorte, die man in der direkten Umgebung einer Seeufersiedlung erwartet.

Zusammenfassend ergibt sich folgendes Bild: Siedlungsperiode A wird dominiert von Waldpflanzen. Die Gegend ist also sicher reich an Wald, daneben bestehen aber auch offene Stellen wie Ruderalstandorte oder Lichtungen. Der gewählte Siedlungsplatz und seine Umgebung liegen sicher nicht auf magerer Erde, worauf die hohe Zahl nährstoffliebender Pflanzen (30%) hindeutet. In Periode B sind zu Beginn noch die Waldpflanzen dominierend, ruderalen Pflanzen nehmen jedoch zu und der Anteil nährstoffliebender Pflanzen steigt von 30% in B1 auf 55% in B2–4. Der Nährstoffeintrag scheint vor allem an ruderalen Standorten und im Uferbereich stark gewesen zu sein, was das Auftreten zusätzlicher Pflanzenarten begünstigte. Der Anteil an Offenlandtaxa übertrifft in den Phasen B2–4 denjenigen der Waldpflanzen.

1.4 Diskussion

1.4.1 Allgemeines

Die Tatsache, dass im näheren Umfeld am Zürichsee mehrere Horgener Siedlungen archäobotanisch repräsentativ untersucht wurden, ermöglicht es, die vorliegenden Ergeb-

nisse (vgl. Kap. IV.1.3) in einen etwas grösseren Kontext einzuordnen. Zu den Vergleichsstationen gehören in der Reihenfolge ihrer Datierung: Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung Schichten 4 und 3, Zürich-Seefeld, Mozartstrasse Schicht 3, Horgen-Scheller, Schicht 4, Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung Schicht 2, Horgen-Scheller, Schicht 3⁴⁷⁷. Insgesamt zeigt sich, dass für die Horgener Fundstellen viel Lein sowie Schlafmohn und als angebaute Getreide Gerste, Nacktweizen und Emmer charakteristisch sind. Dies gilt auch für Pfäffikon-Burg, wo aber auch einige Besonderheiten festzustellen sind.

1.4.2 Leinanbau

Verglichen mit anderen horgenzzeitlichen Fundstellen ist die Konzentration von Lein (Samen und Kapselbruch) in Pfäffikon-Burg ausserordentlich hoch. Die Leinsamenkonzentration übersteigt den Horgener Durchschnittswert der Siedlungsschichten am untersten Zürichseebecken um etwa das Doppelte, die Kapselbruchkonzentration sogar um das Vierfache. Diese Zahlen werden noch höher, wenn man die unterschiedliche Zählweise der Reste beachtet: Während in den Schichten der Zürichseefundstellen jedes als Leinsame bzw. Leinkapselsegment identifizierbare Stück unabhängig von seiner Fragmentierung gezählt wurde, gehen hier nur ganze Stücke und Fragmente mit Nabel (Same) bzw. Spitze (Kapselsegment) in die Zählung ein. Damit sollen Mehrfachzählungen von fragmentierten Samen und Kapselsegmenten verhindert werden. Das bedeutet, dass die hier erhobenen Fundzahlen bei den Samen etwa mit zwei bis drei, bei den Kapselsegmenten etwa mit vier multipliziert werden müssen, um mit den anderen Fundschichten direkt vergleichbar zu sein. Erst dann wird der ausserordentliche Leinreichtum, der alle Phasen gleichermaßen auszeichnet, klar ersichtlich. Die Werte übersteigen auch die Zahlen der am westlichen Zürichseeufer gelegenen Siedlung Horgen-Scheller 4, die möglicherweise auf Lein- und Mohnanbau spezialisiert war⁴⁷⁸.

Ebenfalls auffallend sind die auf der Ausgrabung beobachteten Leinstängellagen (vgl. Kap. II.4.3.2). Sie sind in der vorliegenden Untersuchung nur mit einer oder allenfalls zwei Proben erfasst worden, wurden jedoch im gesamten Siedlungsareal beobachtet. Der Zustand der Leinstängelfragmente spiegelt mehrere mögliche Stadien der traditionellen Leinverarbeitung⁴⁷⁹: Wurzelansätze an dicken Stängelteilen belegen, dass ganze Pflanzen ausgerissen wurden. Eine Leinstängelprobe mit recht langen Stücken (356) und – wie auch an anderen Proben beobachtet – Stängeln mit Rinde zeigt, dass die Probe noch vor der Röste in die Kulturschicht gelangt sein muss (Abb. 389). Eine andere Probe (23) weist hingegen viele kurze Leinstängelfragmente auf (Abb. 391), die an Scheben (vgl. Anm. 479) erinnern. Weiter wurden in einer leinreichen Probe (411) viele Fasern gefunden, die vom Lein stammen könnten (Abb. 390). Dass die Leinkapseln in der Siedlung gedroschen wurden, belegen schliesslich die sehr hohen Konzentrationen der Kapselsegmente. Nur in Pfäffikon-Burg und Horgen-Scheller wurden mehr Kapselsegmente als Samen gefunden, was ein Hinweis auf Dreschvorgänge am Ort ist.

Zusammenfassend kann festgehalten werden, dass der Leinanbau für die Pfäffiker Bevölkerung von herausragender Bedeutung war. Dabei galt das Interesse nicht nur den Samen, d.h. vorwiegend der Ölherstellung, sondern auch der Faserverarbeitung. Dies belegen die auffällig häufigen Funde

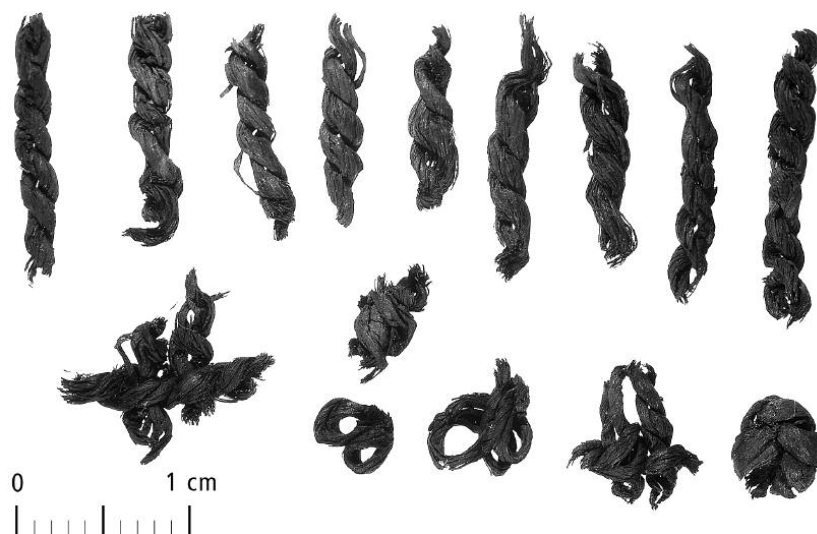


Abb. 401. Verkohlte Reste von Schnüren aus Probe 415 (Auswahl).

von Hechelkämmen aus Knochen und Holz sowie Funde von Riffeln (vgl. Kap. III.10.10). Von Leinengeweben sind dagegen nur wenige Stücke erhalten (vgl. Kap. III.12). In einer Probe (415) wurden einige kleine, verkohlte Schnurreste gefunden (Abb. 401), deren Fasern aber nicht bestimmt wurden.

1.4.3 Schlafmohnanbau

Eine weitere Besonderheit im vorliegenden Fundmaterial ist die ausserordentlich hohe Konzentration an Schlafmohnsamen in Periode A (über 9000 Samen/Liter). Diese Zahl übertrifft alle bisher bekannten Werte von Horgener Fundschichten. Annähernd so hohe Werte kennt man aus der Fundstelle Horgen-Scheller (knapp 5000 Samen/Liter). Sowohl dort als auch in Pfäffikon-Burg sinkt die Mohnkonzentration in der jüngsten Schicht/Phase in den Bereich der üblicherweise gefundenen Mohnkonzentration (um 3000 Samen/Liter) ab. Zumindest in Periode A von Pfäffikon-Burg kann also neben dem Lein als zweite sehr wichtige Anbaupflanze der Schlafmohn gesetzt werden.

1.4.4 Getreideanbau

Die Tatsache, dass im Fundmaterial einerseits sehr wenige verkohlte Körner und Dreschresten und andererseits unverhältnismässig viele unverkohlte Dreschreste vorliegen, macht es schwierig, die Bedeutung des Getreideanbaus zu erkennen. Die Umrechnung der Dreschresteanzahl auf die Körneranzahl ergibt, dass wohl die drei Hauptgetreide Emmer, Gerste und Nacktweizen etwa gleich viel Anteil an der Ernährung hatten, während Einkorn vermutlich nicht angebaut wurde (Kap. IV.1.3.3). Dies ist für die Horgener Zeit nicht ungewöhnlich. Und eigentlich ist es auch nicht erstaunlich, dass

in Kulturschichten ohne Brandereignis wie in Pfäffikon-Burg sehr viel mehr unverkohlte als verkohlte Getreidereste vorkommen. Sind nun aber die gefundenen unverkohlten Dreschreste häufiger als in anderen Horgener Kulturschichten? Gerstendreschreste zum Beispiel wurden in den Horgener Schichten des untersten Zürichseebeckens mit höchstens einem Rest pro Liter nachgewiesen, in Horgen-Scheller dagegen mit drei⁴⁸⁰. In Pfäffikon-Burg finden wir dagegen 18 Reste pro Liter. Da die verkohlten Gerstenkörner in Pfäffikon-Burg jedoch die Konzentrationen der anderen Horgener Schichten nicht erreichen, können die relativ zahlreichen Dreschreste weniger für den Nachweis von viel Gerste, als vielmehr für eine Folge der schonenderen, modifizierten Aufbereitungsmethode stehen. Auch die Nacktweizen- und vor allem die Emmerdreschreste von Pfäffikon-Burg sind im Vergleich zu den anderen Horgener Schichten sehr zahlreich. Nacktweizen ist doppelt so häufig nachgewiesen wie im «Stadt-zürcher» Horgener Durchschnitt, wird aber von den Werten von Horgen-Scheller noch weit übertroffen. Emmer ist in allen Phasen häufig und korrespondiert lediglich mit den Zahlen von Horgen-Scheller: Die Schichten des untersten Zürichseebeckens enthalten bis 50 Emmerdreschreste pro Liter, während Pfäffikon-Burg und Horgen-Scheller 200–450 Reste lieferten. Ob die in Pfäffikon-Burg gefundenen Konzentrationen nun tatsächlich höher liegen oder ob sie sich ebenfalls auf die modifizierte Aufbereitungsmethode zurückführen lassen (vgl. Kap. IV.1.3.1), muss hier offen bleiben. Mit Sicherheit war aber der Getreidebau in allen Phasen sehr wichtig.

1.4.5 Sammelpflanzen

Die Konzentrationen der meisten Sammelpflanzen wie Haselnuss, Holunder, Wildapfel, Schlehe, Judenkirsche und Eichel liegen im Rahmen der anderen Horgener Fundstellen.

Dennoch zeigen sich einige Auffälligkeiten. Zunächst sind die relativ hohen Konzentrationen von Erdbeerkernchen und Bucheckern zu nennen. Auch die Himbeere, die in Periode B mit 200 Kernchen pro Liter nicht auffällig häufig vorkommt, zeigt in Periode A mit 600 Kernchen pro Liter einen sehr hohen Wert. Dieser übertrifft die Werte aller Horgener Fundschichten des untersten Zürichseebeckens, und auch in der jüngeren Schicht von Horgen-Scheller (470 Kernchen/Liter) liegt der Wert tiefer. Eine der beiden kleinen Sammelproben mit Himbeerkernchen stammt ebenfalls aus Periode A. Man kann also davon ausgehen, dass dieses Obst für die Siedlerinnen und Siedler zumindest in Periode A besonders wichtig war. Die Himbeere wächst in Auenwäldern und in höheren Lagen, trägt von Juni bis Juli reife Früchte und war sicher gut verfügbar. Sie wird am Zürichsee vom frühesten Seeuferneolithikum an regelmässig in Konzentrationen von 50–200 Kernchen pro Liter gefunden⁴⁸¹. Nach der Horgener Zeit gehen die Fundzahlen allerdings aus unbekannten Gründen stark zurück. Die weniger anspruchsvolle Brombeere hingegen, die in Wäldern, an Waldrändern und auf Lichtungen heutzutage keineswegs selten ist, wird im ganzen Seeuferneolithikum in etwa gleichen Konzentrationen (ca. 50–100 Kernchen/Liter) gefunden⁴⁸². Im vorliegenden Fundmaterial kommt sie mit zehn Kernchen pro Liter vor, was offensichtlich ziemlich wenig ist. Ein so auffällig verschobenes Verhältnis von Himbeere zu Brombeere ist in diesem Ausmass in keiner anderen Horgener Kulturschicht vorhanden. Vielleicht hängt der tiefe Wert der Brombeeren damit zusammen, dass die Beeren ab August reif sind, also etwas später als die Himbeeren und genau zu der Zeit, in der auch die Leinernte erledigt werden musste. Vielleicht wurde jedoch auch gezielt Himbeeren gesammelt, oder Brombeeren kamen in der Siedlungsumgebung erstaunlich selten vor. Eine weitere mögliche Erklärung wäre, dass die Brombeerpflanzen durch Ziegen an der Fruchtbildung gehindert wurden. Gemäss den Untersuchungen von neolithischem Schaf-/Ziegenkot darf angenommen werden, dass sich Schafe und Ziegen im Winter in den Siedlungen aufhielten, aber tagsüber wenn immer möglich ihre Nahrung in der Siedlungsumgebung selber suchten⁴⁸³. Die im Kot häufig auftretenden Brombeerstacheln zeigen, dass die Tiere mit Vorliebe die im Winter beblätterten Brombeerzweige abfrassen. Dies sind aber genau diejenigen Zweige, die im darauffolgenden Sommer Früchte tragen würden⁴⁸⁴. Es ist also vorstellbar, dass der Weidedruck starke Einbussen in der Fruchtbildung verursachte. Im Gegensatz zur Brombeerpflanze ist die Himbeerpflanze im Winter blattlos und daher unattraktiv für hungrige Schafe und Ziegen.

1.4.6 Unterschiedliche Erhaltung in Periode B

In Phase B1 wurden signifikante Korrelationen zwischen Tannennadeln, Laubblattfragmenten, Ästen, Leinstängeln und unverkohnten Dreschresten festgestellt, die eine Interpretation dieser Reste als Überreste von Stalleinstreu, Winterfutter für Kleinvieh, Isolations- oder Absorptionsmaterial nahe legen (vgl. Kap. IV.1.3.6). In den Phasen B2–4 konnte ein solcher Zusammenhang nicht festgestellt werden.

Gegen die Hypothese «Stalleinstreu/Winterfutter» spricht allerdings, dass ausschliesslich sehr dünne Äste gefunden wurden. Ein Drittel der Äste wies einen Durchmesser unter 1,5 mm auf, Äste mit Durchmessern von mehr als 5 mm kamen überhaupt nicht vor. Würde es sich bei dem Material um Winterfutter oder Stalleinstreu handeln, würden über

daumendicke Äste dominieren, da die dünnen Ästchen vom Vieh zusammen mit dem Laub gefressen werden⁴⁸⁵. Es kann sich beim vorliegenden Material also nicht um Winterfutter oder Stalleinstreu handeln.

Eher könnte an eine Isolationschicht aus Ästen (Tanne und belaubte Zweige) und Dreschresten gedacht werden, die, über Rindenbahnen ausgebreitet, die von unten in die Häuser vordringende Feuchtigkeit und/oder Kälte eindämmen oder sumpfiges Gelände begehbar machen sollte. Die signifikanten Korrelationen der genannten Reste in Phase B1 könnten dahingehend interpretiert werden, dass diese gemeinsam und gleichzeitig in die Kulturschicht gelangten. Es wäre aber auch denkbar, dass solche Korrelationen hauptsächlich zustande kommen, weil die Kulturschicht Bereiche mit hoher und mit tiefer Funddichte aufweist, bzw. weil sich im Fundmaterial Proben mit generell besserer und Proben mit allgemein schlechterer Erhaltung befinden. Dieser Gedanke liegt insofern nahe, als ausgerechnet die bekanntermassen empfindlichsten Reste (unverkohlte Dreschreste, Äste, Tannennadeln) deutlich korrelieren, obwohl nur die modifiziert aufbereiteten Proben (vgl. Kap. IV.1.3.1) in die Korrelationsrechnung einbezogen wurden. Die unterschiedliche Empfindlichkeit der Reste wurde durch die verschiedenen Aufbereitungsweisen der Proben ja nicht geschaffen, sondern nur sichtbar gemacht. Man muss deshalb damit rechnen, dass empfindliche Reste nicht nur auf die Aufbereitungsweise unterschiedlich reagieren, sondern auch auf vielerlei Einflüsse auf die Kulturschicht im Verlauf der Jahrtausende. Möglicherweise waren auch die Bedingungen innerhalb der Kulturschichten nicht immer homogen. Es stellt sich deshalb die Frage, wie man in dieser komplizierten Gemengelage Aufschluss darüber erhalten kann, ob die Korrelationen eher die Erhaltung der Reste innerhalb einer Probe abbilden oder aber inhaltliche Zusammenhänge der Reste untereinander. Um diese Frage ansatzweise zu beantworten, wurden in den Phasen B1 und B2–4 alle Reste, die empfindlich auf die Aufbereitungsmethode reagiert haben und die gleichzeitig in beiden Phasen mit mindestens 85% Stetigkeit vorliegen, auf Korrelationen getestet⁴⁸⁶. Grundgedanke war, dass es doch sehr unwahrscheinlich ist, dass alle diese Reste inhaltlich zusammenhängen und gleichzeitig miteinander in die Kulturschicht gelangt sind. Wenn die empfindlichen Reste also auffällig häufig miteinander korrelieren würden, so wäre das ein deutlicher Hinweis auf Zonen unterschiedlicher Erhaltung innerhalb der betreffenden Phase. Periode A konnte leider nicht getestet werden, da nur drei modifiziert aufbereitete Proben vorliegen (vgl. Kap. IV.1.3.1).

Die Korrelationsrechnungen ergaben folgende Resultate: Von den 55 Paarungen korrelieren in Phase B1 50 positiv, 17 davon signifikant. In den Phasen B2–4 korrelieren 36 Paarungen positiv, davon acht signifikant. Dieses Ergebnis spricht dafür, dass in Phase B1 die Erhaltung einen starken Einfluss auf die Korrelationen hat und mögliche inhaltliche Zusammenhänge zwischen den einzelnen Resten durch die unterschiedliche Erhaltung verdeckt werden. In den Phasen B2–4 ist der Einfluss der Erhaltung kleiner (aber nicht null), die Proben aus dieser Phase scheinen homogener erhalten zu sein. In Phase B1 können daher mit Hilfe von Korrelationsrechnungen keine inhaltlichen Zusammenhänge einzelner Reste erkannt werden. Dies schliesst nicht aus, dass Äste, Laubblätter, Tannennadeln und Getreidedreschreste nicht doch zur Isolation oder Absorption verwendet wurden, denn das völlige Fehlen von Ästen mit Durchmessern über 5 mm lässt eine Interpretation als Tierfutter nicht zu. Während den Ausgrabungsarbeiten konnte beobachtet werden, dass die

Abb. 402. Dillsame (*Anethum graveolens*). M. 5:1.

fundreichen organischen Schichten – aus denen alle botanischen Proben stammen – aus vergleichsweise feinem Material zusammengesetzt sind. Es gibt allerdings auch gröbere organische Schichten mit einem höheren Anteil an dicken Ästen, die als Versturz oder ähnliches angesprochen werden können (vgl. Kap. II.4.3.10). Aus diesen Schichten wurden keine botanischen Proben entnommen.

Auch an anderen Fundstellen mit auffällig vielen Dreschresten werden diese nicht zwingend als Abfall bezeichnet, sondern in einem funktionalen Kontext gesehen. Pascal Favre etwa weist den in Horgen-Scheller gefundenen Dreschresten eine Funktion als Isolations- oder Absorptionsmaterial, Viehfutter oder Magerung zu und stellt die Frage, ob Dreschreste nicht sogar ein wertvoller und handelbarer Rohstoff gewesen sein könnten⁴⁸⁷. Auch Ursula Maier vermutet, dass die zahlreichen Dreschreste in Ödenahlen (D) zur Trockenlegung von Hausplätzen dienten⁴⁸⁸.

1.4.7 Veränderungen in der Pflanzendecke

Die Ergebnisse der archäobotanischen Untersuchungen zeigen, dass sich die Flora in der Siedlungsumgebung offensichtlich im Verlauf der Besiedlung veränderte (Abb. 399 und 400, vgl. Kap. VI.1.3.10). In Periode A gehören bereits 18% der Taxa zu den Ruderalpflanzen, was angesichts der Tatsache, dass das Pfäffikerseeufer zunehmend besiedelt wurde, wenig erstaunt. In Periode B erhöht sich der Anteil der Ruderalen und der Wiesenpflanzen, während die Waldpflanzen anteilmässig zurückgehen. Es treten mehr nährstoffliebende Pflanzen auf, vor allem an ruderalen und feuchten Standorten. Die aufgezeigten Unterschiede lassen sich gut als Veränderungen der Flora im Lauf einer jahrzehntlang kontinuierlich bewohnten Siedlung interpretieren, wie dies in Pfäffikon-Burg der Fall ist.

Alle nachgewiesenen Pflanzen können in Siedlungsnähe vorgekommen sein. Einzig die Reste der Fichte (*Picea abies*), die meist als Nadeln, selten als Zapfenteile vorliegen, fallen in diesem Zusammenhang auf, denn als subalpine Baumart ist die Fichte unter 800 m ü.M. selten. Die nächstgelegenen Erhebungen über 800 m sind der Tämbrig in etwa 4 km und die Höchi in rund 5 km Entfernung. Solche Distanzen waren für die neolithischen Siedler problemlos zu bewältigen. Auch in Horgen-Scheller fanden sich Fichtennadeln. Ebenso wie in Pfäffikon-Burg nahm ihre Zahl in der jüngeren Schicht deutlich zu⁴⁸⁹. In den vorliegenden Proben fehlen Fichtennachweise in Periode A, in Periode B steigt dagegen ihre Steigigkeit von 43% in B1 auf 82% in B2–4. Dies darf vielleicht als Hinweis auf vermehrte Streifzüge in die fernere Umgebung gedeutet werden, d.h. der Aktionsradius war in Periode B vielleicht nicht grösser als in Periode A, wurde aber wohl öfter voll ausgeschöpft. Es wäre jedoch auch denkbar, dass Fichten in der Nähe der Siedlung bestanden, etwa am Rand eines Moors.

Neben den Fichtennadeln ist das Vorhandensein eines Dillsamens in den Proben erwähnenswert (Abb. 402). Es ist

noch offen, auf welchem Weg und in welcher Zeit diese Pflanze ostmediterranen Ursprungs in unser Gebiet kam. Möglicherweise kam der Dill zusammen mit dem Getreide-Saatgut der frühesten neolithischen Siedler in den mitteleuropäischen Raum⁴⁹⁰. Dillsamen treten in der Schweiz selten ab dem frühen Cortaillod auf. In Pfäffikon-Burg liegen keine archäologischen Funde vor, die auf direkte Kontakte mit dem Mediterrangebiet hinweisen.

1.4.8 Stellenwert von Pfäffikon-Burg

Es stellt sich die Frage, ob die Siedlung von Pfäffikon-Burg eine eigenständige Siedlung, ein Aussenposten oder ein nur zeitweise bewohnter Ableger war. Letzteres kann aufgrund der vorliegenden Untersuchungen praktisch ausgeschlossen werden. Die Siedlung war sicher ganzjährig bewohnt. Die zahlreichen Leinfunde weisen auf die Anwesenheit der Siedlerinnen und Siedler im Sommer hin, es liegt sommerreifes (etwa Erdbeeren, Himbeeren) und herbstreifes (etwa Wildäpfel, Brombeeren) gesammeltes Obst vor, und der nicht selten gefundene Schaf-/Ziegenkot belegt wohl die Anwesenheit von Haustieren im Winter, die in der Siedlung vermutlich nicht alleine gelassen wurden⁴⁹¹. Lehmflaschen und verkohlte Getreidereste sind zudem ein sicherer Hinweis darauf, dass in der Siedlung gekocht wurde und es sich also nicht nur um Speicherbauten handelte.

Schwieriger zu beantworten ist die Frage, ob es sich bei der Fundstelle um eine eigenständige Siedlung, einen Aussenposten oder einen spezialisierten Weiler handelte. Es liegen bereits Hinweise auf spezialisierte Leinbausiedlungen im Spät- und Endneolithikum vor, etwa von Horgen-Scheller, Schicht 4. Dabei finden sich frappante Ähnlichkeiten mit Pfäffikon-Burg: die allgemein gute Schichterhaltung, die hohe Samengesamtkonzentration, sehr wenige verkohlte Getreidekörner, viele unverkohlte Getreidedreschreste (vor allem Emmer), sehr viel Lein, viel Mohn, viele Himbeerkernen und wenige Tierknochen. In Horgen-Scheller, Schicht 4 wird postuliert, dass sich die Siedler auf den Sommerfeldbau hauptsächlich mit Lein und Schlafmohn konzentrierten. So konnte gezeigt werden, dass die Lein- und Mohnfelder näher bei der Siedlung lagen und besser gepflegt wurden als die Getreidefelder⁴⁹². In der nachfolgenden Siedlungsperiode 3 lag dagegen eher eine Spezialisierung auf Getreideanbau und Sammelfrüchte vor. In beiden Siedlungsperioden, Schichten 4 und 3, wurde zudem sehr viel Eichenholz gefunden, was die These einer Spezialisierung zusätzlich stützt. Pascal Favre sieht Horgen-Scheller als «nicht autarken, aber wirtschaftlich spezialisierten Weiler innerhalb einer grösseren bäuerlichen Organisationseinheit»⁴⁹³. In der Siedlung Alleshausen-Grundwiesen am Federsee, die zur Goldberg III Kultur gehört und knapp 200 Jahre später bestand als Pfäffikon-Burg, wurden in der älteren Schicht sehr viele Leinreste gefunden, vor allem Kapselsegmente und Stängelbruchstücke, bei gleichzeitig auffallend wenig Getreide⁴⁹⁴. Auch hier wurde die Frage diskutiert, ob es sich um eine auf Leinfaserherstellung spezialisierte Siedlung handelte.

Insgesamt zeichnet die Fundlage in Pfäffikon-Burg das Bild einer autarken Siedlung, die zur Selbstversorgung Getreide, Lein und Schlafmohn anbaute und Sammelwirtschaft betrieb. Wie aber die grossen Mengen an Leinfunden und Werkzeugen zur Leinverarbeitung belegen, setzten die Siedler einen landwirtschaftlichen Schwerpunkt beim Leinanbau und handelten wohl mit den überschüssigen Produkten bisher unbekannte Produkte ein.

- len-Feldmeilen, Vorderfeld: Winiger 1981a, 60; Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung: Bleuer et al. 1993, planche 127; Wetzikon-Robenhausen: Altorfer/Médard 2000, 69.
- ³⁸⁶ Endrei 1968, 22.
- ³⁸⁷ Bestimmung: Werner H. Schoch, Labor für quartäre Hölzer, Langnau a.A.
- ³⁸⁸ Sehr ähnlich konstruiert ist ein Rindengefäß aus Twann, vgl. G. Wesselskamp, Die organischen Reste der Cortaillod-Schichten. In: Die neolithischen Ufersiedlungen von Twann, Band 5 (Bern 1980) Taf. 23, 24.
- ³⁸⁹ Bestimmung: Werner Schoch, Labor für quartäre Hölzer, Langnau a.A.
- ³⁹⁰ Winiger 1981a, 203–205.
- ³⁹¹ Winiger 1999, 207–220.
- ³⁹² A. Fleckinger (Hrsg.), Die Gletschermumie aus der Kupferzeit. Neue Forschungsergebnisse zum Mann aus dem Eis. Schriften des Südtiroler Archäologiemuseums 1 (Bozen/Wien 1999).
- ³⁹³ Winiger 1981a, 201, Taf. 81.
- ³⁹⁴ Grobdatierung und Trennung durch E. Gross, U. Hügi und C. Michel-Tobler (alle ehemals KA Zürich).
- ³⁹⁵ Diese Auswahl erscheint teilweise sehr grob und eher zufällig. Oft wurden noch klar neolithische Silices in den als mesolithisch eingestufteten Artefakten erkannt. Deshalb waren nur summarische Aussagen zum Rohmaterial oder zur Typologie möglich. Fest steht, dass mesolithische Spuren vorhanden sind, jedoch nicht im Einzelnen detailliert erfasst werden können.
- ³⁹⁶ Das vermischte Material macht datierende Aussagen zu den unretuschierten Artefakten schwierig. Im ausgesonderten Material sind verschiedene regelmässige, unretuschierte Klingenfragmente mit einem Leitgrat zu beobachten. Für horgenzeitliche Klingen erscheinen sie meist als sehr fein, dennoch sind sie aufgrund der Schlagtechnik eher ins Neolithikum zu datieren. Es handelt sich oft um Präparationsklingen oder Produktionsabfall. Einzelne unretuschierte Klingen können nur sehr vereinzelt einer Epoche zugeordnet werden. Im als mesolithisch vorsortierten Material können einige wenige klare Klingen aufgrund ihrer Grösse (FK 395), Art der Retuschen oder als klar definierte Typen (z.B. Kernkantenklingen) deutlich dem Neolithikum zugewiesen werden. Dies gilt auch für einige grössere Abschlüge, die für die mesolithische Zeitstellung eine untypische Schlagtechnik oder sogar typisch neolithische Retuschen zeigen (meist Kratzer/Scharber). Des Weiteren sind aber auch zahlreiche kleinere Abschlüge vorhanden, um 1,5 cm gross. Sie könnten von Grundform und Schlagtechnik her mesolithisch sein. Dasselbe gilt für die unregelmässigen Lamellen.
- ³⁹⁷ Siehe Zusammenstellung in Eberschweiler 1990 und Spörri 2000, 153–182 (mit weiterführender Literatur).
- ³⁹⁸ Einige dieser «mesolithischen» Stationen sind aber auch nur Einzelfunde, Fundstellen mit unklarer Fundlage oder dem Neolithikum zuzuweisen. Es handelt sich somit um elf gesicherte Fundstellen.
- ³⁹⁹ Pfäffikon-Talhof und Pfäffikon-südliches Birkenwäldchen.
- ⁴⁰⁰ Spörri 1997, 67–69, Taf. 54–56.
- ⁴⁰¹ Aufgrund der Befundlage und Selektionsform sind keine statistischen Untersuchungen gemacht worden.
- ⁴⁰² Rohmaterialuntersuchung des Gesamtmaterials der Grabung durch Jehanne Affolter, Neuenburg. Für das Gebiet des heutigen Kantons Zürich waren die Jurahornsteinvorkommen der Lägern während Jahrtausenden sehr bedeutsam, vgl. M. Zurbuchen, Lägern Kanton Zürich. In: G. Weisgerber et al., 5000 Jahre Feuersteinbergbau (Bochum 1980) 411–442. Dieses Rohmaterial-spektrum entspricht in etwa demjenigen der Fundstelle Wetzikon-Robenhausen, Furtacker. Dort machte der Anteil an Rohmaterial von der Lägern 49% aus.
- ⁴⁰³ Dieses Rohmaterial stammt aus den Primäraufschlüssen in Flinsbach-Hardt im Nordosten Deutschlands.
- ⁴⁰⁴ Stichel an schräger Endretusche (Kat. 89). Ein Teil des Fundmaterials der Altgrabung Wetzikon-Robenhausen, Furtacker wurde ebenfalls durch Jehanne Affolter untersucht. Vgl. D. Spörri, Neuere Untersuchungen zum Fundmaterial von Robenhausen Furtacker. AIZ 1997–1998, Ber.KA Zürich 15 (2000) 163–165, Anm. 37.
- ⁴⁰⁵ Nielsen 1991, 27–32; 77–80; Spörri 1997, 33–37.
- ⁴⁰⁶ Etwa Nenzlingen-Birmatten BE H3 und H5. Nielsen 1991.
- ⁴⁰⁷ Siehe Spörri 2000, 159. Die frühmesolithische Begehung von Wetzikon-Robenhausen, Furtacker kann typologisch in einen Horizont zwischen Nenzlingen-Birmatten, Basisgrotte Horizont H4 und H5 gestellt werden. Im süddeutschen Raum entspräche dies dem Beuronien A und B. Siehe Spörri 2000, 165.
- ⁴⁰⁸ Pignat/Winiger 1998. Sie kommen aber beispielsweise auch in Gampelen-Jänet 3 vor (Nielsen 1991, 31).
- ⁴⁰⁹ Furtacker: Spörri 2000, Taf. 4,56; Höchweid: Spörri 1997, Bd. 2, Taf. 1,10.
- ⁴¹⁰ Nielsen 1991, 77; Spörri 2000, 160.
- ⁴¹¹ Spörri 1997, 64–67, Taf. 50,8. Das mesolithische Fundmaterial der Lese Fundstelle Wetzikon-Kiesgrube lässt sich typologisch in eine Phase vergleichbar mit Nenzlingen-Birmatten BE H4 oder H5, im Vergleich mit Süddeutschland ins Beuronien B einordnen.
- ⁴¹² Spörri 1997, Taf. 50,12.
- ⁴¹³ Nielsen 1991, 80; Spörri 2000, 161.
- ⁴¹⁴ Nielsen 1991, 78f.
- ⁴¹⁵ Seegräben-Messkommereiche, Wetzikon-Robenhausen, Furtacker, Seegräben-Steinberg (vgl. Spörri 1997, 73f).
- ⁴¹⁶ Spörri 2000, 165f.; Spörri 1997, 72f. Eine isolierte Rückenspitze ist auch noch von Pfäffikon-südliches Birkenwäldchen überliefert.
- ⁴¹⁷ Nielsen 1991, 33–35; 81–82; Spörri 1997, 37–39.
- ⁴¹⁸ Spörri 2000, Taf. 5,66–69; Spörri 1997, Taf. 17,8–10; Taf. 32,6–11; Taf. 51,5,7–10; Taf. 56,4–12. In Wetzikon-Robenhausen, Furtacker sind 46% der modifizierten Artefakte (276 Stück) Stichel. Einige dieser Stichelformen sind sicher ins Spätpaläolithikum zu datieren.
- ⁴¹⁹ U. Leuzinger stuft die Stichel in den Inventaren des Seebachtals ebenfalls als frühmesolithisch ein (Leuzinger 1997, 5). M. Jochim konnte in der mesolithischen Ufersiedlung Henaufhof Nordwest zeigen, dass die Stichel im Fundmaterial 16–23% ausmachen können (Jochim 1993, 137). Nach C.-J. Kind können Stichel und Rückenmesser sowohl im Paläolithikum als auch im Mesolithikum vorhanden sein (vgl. C.-J. Kind, Ein spätpaläolithischer Ufferrandlagerplatz am Federsee in Oberschwaben. Fundber. Baden-Württemberg Bd. 20, 1995, 160–194). So sind auch in süddeutschen Freilandstationen im Frühmesolithikum Stichel und Rückenmesser im Fundmaterial vorhanden.
- ⁴²⁰ Wetzikon-Robenhausen, Furtacker in Spörri 1997, Taf. 43,8.
- ⁴²¹ Nielsen 1991, 38, Taf. 16,8.
- ⁴²² Spörri 1997, Taf. 49,7,8.
- ⁴²³ Spörri 1997, Taf. 49,9.
- ⁴²⁴ Eberli 2002b.
- ⁴²⁵ Conscience 1998, 5–57, Taf. 1–31; A.-C. Conscience, Reichverzierte frühbronzezeitliche Keramik am Zürichsee – der Fundkomplex von Wädenswil-Vordere Au. JbSGU 83, 2000, 181–189.
- ⁴²⁶ U. Ruoff, Die frühbronzezeitliche Ufersiedlung in Meilen-Schellen, Kanton Zürich. Tauchgrabung 1985. JbSGUF 70, 1987, 51–64; A. Conscience, Wädenswil-Vordere Au. Eine Ufersiedlung am Übergang vom 17. zum 16. Jh. v.Chr. im Rahmen der Frühbronzezeit am Zürichsee. Unpublizierte Lizenzatsarbeit Universität Zürich (Zürich 1998) 58–83, Taf. 32–64.
- ⁴²⁷ Leitung: Prof. S. Jacomet und Prof. J. Schibler IPNA Basel.
- ⁴²⁸ Folgenden Personen und Institutionen sei gedankt: Besonderer Dank gilt dem wissenschaftlichen Ausgrabungsleiter Ulrich Eberli (damals Kantonsarchäologie Zürich) für die anregenden Gespräche. Prof. Stefanie Jacomet, Universität Basel, danke ich für das Vertrauen, das Interesse an methodischen Fragen und die Hilfe bei Bestimmungs- und Interpretationsproblemen. Sabine Hosch, Angela Schlumbaum und Christoph Brombacher, alle Universität Basel, sei für die Hilfe bei der Bestimmungs- und Auswertungsarbeit gedankt. Andy Schötzau, Universität Basel, unterstützte mich bei statistischen Problemen.
- ⁴²⁹ J. Schibler et al. 1997b.
- ⁴³⁰ Brombacher/Jacomet 1997.
- ⁴³¹ Favre 2001.
- ⁴³² Diese Aufbereitungsmethode empfiehlt: H.K. Kenward, A.R. Hall, A.K.G. Jones, A tested set of techniques for the extraction of

- plant and animal macrofossils from waterlogged archaeological deposits. *Science and Archaeology* 22, 1980, 3–15.
- ⁴³³ M. van der Veen, N. Fieller, Sampling seeds. *Journal of Archaeological Science* 9, 1982, 287–298. Die dort angegebene Formel, die den genannten 400 Pflanzenresten zugrunde liegt, gilt genau genommen nur für Reste, die zwischen 10 und 50% des Fundmaterials in einer Probe ausmachen. Für seltener auftretende Reste darf nicht als gesichert angenommen werden, dass ihre Fundhäufigkeit gleich bleiben würde, wenn mehr Probenmaterial untersucht würde. Im vorliegenden Fall erfüllen nur Leinsamen, Leinkapselsegmente, Mohnsamen, Erdbeerkernchen, Apfelkernhausteile und Tannennadeln die verlangten Bedingungen. Die Formel wurde allerdings nie an Feuchtbodenmaterial verifiziert. Es ist gut möglich, dass sie bei sehr fundreichem Material einen grösseren Anwendungsbereich hat.
- ⁴³⁴ Varianzanalyse nach Kruskal-Wallis, Rangkorrelation nach Spearman, beide durchgeführt mit JMP 3.2.2; Korrespondenzanalyse durchgeführt mit Canoco 4.0.
- ⁴³⁵ Fünf dieser sechs Proben gehören zu den kleinen Sammelproben mit Volumina unter 500 ml. Von diesen Proben kann schon wegen ihres geringen Volumens keine genügende Anzahl Pflanzenreste erwartet werden.
- ⁴³⁶ Hosch/Zibulski 2003, 849–857.
- ⁴³⁷ Jede genaue Bestimmung eines Pflanzenrests kann als Taxon bezeichnet werden. Es ist dabei unerheblich, auf welchem taxonomischen Niveau (Art, Gattung, Familie) die Bestimmung steht. Beispielsweise kann je nach Probenzusammensetzung entweder die Art Einkorn oder die Doppelbestimmung Einkorn/Emmer oder die Sammelbezeichnung Spelzweizen als Taxon gelten.
- ⁴³⁸ Der Einfachheit halber wird hier die umgangssprachliche Bezeichnung «Samen» verwendet, auch wenn es sich morphologisch nicht nur um Samen, sondern auch um Früchte, Klausen, Achänen, Caryopsen etc. handelt.
- ⁴³⁹ Konzentrationen aller Pflanzenreste siehe Tab 1.
- ⁴⁴⁰ «Nacktwoizen» ist eigentlich eine Sammelbezeichnung für die drei Arten Hartweizen (*Triticum durum*), Englischer Weizen (*T. turgidum*) und Saatweizen (*T. aestivum*). Im archäologischen Material können die Körner dieser Arten nicht unterschieden werden. Bei guter Erhaltung der Spindelglieder kann der hexaploide Saatweizen von den tetraploiden Arten Hartweizen/Englischer Weizen separiert werden.
- ⁴⁴¹ Auf die nähere, aufwendige Bestimmung wurde verzichtet.
- ⁴⁴² Von den 54 Nacktwoizen-Spindelgliedern können 17 dem tetraploiden Typ (*Triticum durum/turgidum*) zugeordnet werden. Spindelglieder eindeutig hexaploiden Typs (*Triticum aestivum*) wurden nicht gefunden.
- ⁴⁴³ In der botanischen Fachsprache besteht eine Getreideähre aus vielen kleinen Ährchen, in denen die Körner sitzen. Die Ährchen enthalten je nach Getreideart eine unterschiedliche Anzahl Körner. Im archäologischen Material findet man fast nie Ähren und nur selten ganze Ährchen, sondern meistens nur Ährchenteile wie etwa Ährchengabeln und Hüllspelzen oder Spindelglieder. Alle diese Ährchenteile werden zusammenfassend als Dreschreste bezeichnet, obwohl sie nicht zwingend ausschliesslich durch Dreschen entstanden sein müssen.
- ⁴⁴⁴ Es wurden 165 Ährchengabeln und 165 Hüllspelzen pro Liter gefunden. Eine Ährchengabel enthält beim Emmer zwei Körner, das ergibt $2 \times 165 = 330$ Körner pro Liter. Die Hüllspelzen werden zum Umrechnen nicht berücksichtigt, da die entsprechenden Reste von Gerste und Nacktwoizen nicht erhalten bleiben.
- ⁴⁴⁵ Die Anzahl Körner pro Ährchen variiert nicht nur von Getreideart zu Getreideart, sondern auch innerhalb einer Ähre. Die untersten und obersten Ährchen einer heutigen Nacktwoizenähre tragen meist nur ein bis zwei Körner, die mittleren Ährchen bis fünf Körner; nach J. Percival, *The Wheat Plant* (London 1974).
- ⁴⁴⁶ S. Jacomet, H. Schlichtherle, *Der kleine Pfahlbauweizen* Oswald Heers – Neue Untersuchungen zur Morphologie neolithischer Nacktwoizen-Ähren. In: W. van Zeist, W.A. Casparie, *Plants and Ancient Man. Studies in Palaeoethnobotany* (Rotterdam 1984) 153–176; Jacomet/Brombacher/Dick 1989; Brombacher/Jacomet 1997; Maier 2001.
- ⁴⁴⁷ Die 204 Weizen-Dreschreste pro Liter setzen sich zusammen aus 145 Emmer/Nacktwoizen, 24 Einkorn/Emmer, 33 Weizen und 2 Weizen/Gerste.
- ⁴⁴⁸ Dies unter der Annahme, dass sich die in der vorhergehenden Anmerkung genannten Doppelbestimmungen je hälftig auf die beiden Arten verteilen.
- ⁴⁴⁹ Jacomet/Brombacher/Dick 1989.
- ⁴⁵⁰ Am Zürichsee wurden bisher nie Narbenstrahlen gefunden. Der einzige mir bekannte Ort, an dem unverkohlte Narbenstrahlen auftraten, ist Concise-sous-Colachoz (T. Märkle, *Die Wildpflanzen der Cortaillod moyen-zeitlichen Besiedlung von Concise-sous-Colachoz*, Kt. Waadt, Schweiz. Magisterarbeit Universität Tübingen 2000).
- ⁴⁵¹ Ein Taxon wird hier als selten bezeichnet, wenn total höchstens fünf Exemplare vorliegen und/oder es in höchstens zwei Proben vorkommt. Der Durchschnittswert über alle Proben liegt bei 1,9 seltenen Taxa pro Probe. Sieben seltene Taxa in einer Probe ist der höchste Wert. Es handelt sich dabei um Probe 356 mit Hirtentäschel, Zahntrost, Studentenröschen, Blut-Ampfer, Borstendolde, Königskerze und Vogel-Wicke (*Capsella bursa-pastoris*, *Odontites cf. vulgaris*, *Parnassia palustris*, *Rumex sanguineus*, *Torilis japonica*, *Verbascum spec.*, *Vicia cracca*).
- ⁴⁵² Dass tatsächlich ganze Pflanzen ausgerissen wurden, ist spätestens seit den umfangreichen Untersuchungen in der Feddersen Wiede belegt, wo man viele ganze Leinpflanzen inklusive Wurzeln fand. Vgl. U. Körber-Grohne, *Geobotanische Untersuchungen auf der Feddersen Wiede* (Wiesbaden 1967).
- ⁴⁵³ In einzelnen Egozweiler Schichten wurden allerdings auffällig viele unverkohlte Reste der Erbse beobachtet, etwa im Kleinen Hafner oder in Cham-Eslen (mündliche Mitteilung Stefanie Jacomet).
- ⁴⁵⁴ U. Maier (2001) hat für die jungneolithische Siedlung Hornstaad-Hörnle IA eine eindrucksvolle Liste von 169 nutzbaren Sammelpflanzen vorgelegt. Sie weist darauf hin, dass der Bedarf an Vitaminen und Spurenelementen hauptsächlich aus Sammelpflanzen gedeckt wurde, während die Anbaupflanzen vor allem Kohlenhydrate, Eiweiss und Fett lieferten.
- ⁴⁵⁵ *Valeriana spec.*, *Urtica dioica*, *Verbena officinalis*, *Hypericum perforatum*, *Hyoscyamus niger*, *Odontites cf. vulgaris*, *Tilia platyphyllos*, *Tilia cordata*.
- ⁴⁵⁶ *Anethum graveolens*, *Origanum vulgare*, *Daucus carota*.
- ⁴⁵⁷ *Daucus carota*, *Raphanus raphanistrum*.
- ⁴⁵⁸ *Brassica rapa*, *Arctium spec.*
- ⁴⁵⁹ *Phragmites australis*, *Schoenoplectus lacustris*, *Cladium mariscus*. Vgl. H. Kroll, *Schneiden fürs Dach*. In: H. Küster, A. Lang, P. Schauer (Hrsg.), *Archäologische Forschungen in urgeschichtlichen Siedlungslandschaften* (Regensburg 1998) 41–44.
- ⁴⁶⁰ Als ruderal bezeichnet man offene Standorte, die von häufigen Störungen betroffen sind wie etwa Schuttfächen, begangene Orte oder Wegränder. Die an solchen Standorten wachsenden Pflanzen heissen Ruderalpflanzen oder Ruderales.
- ⁴⁶¹ Jacomet/Brombacher/Dick 1989.
- ⁴⁶² U. Willerding, *Zur Entwicklung von Ackerunkrautgesellschaften im Zeitraum vom Neolithikum bis in die Neuzeit*. Forschungen und Berichte zur Vor- und Frühgeschichte in Baden-Württemberg 31, 1988, 31–41.
- ⁴⁶³ Maier 2001.
- ⁴⁶⁴ U. Willerding, *Zur Geschichte der Unkräuter Mitteleuropas*. Göttinger Schriften zur Vor- und Frühgeschichte 22, 1986; Maier 2001.
- ⁴⁶⁵ Unter Stetigkeit versteht man den Anteil an Proben, in dem ein bestimmtes Taxon vorkommt, gemessen an der Gesamtzahl der Proben. Wenn beispielsweise ein Taxon in sechs von total zehn Proben vorkommt, beträgt seine Stetigkeit 60%. Die Stetigkeit bildet also die relative Häufigkeit eines Taxons ab und ist unabhängig von der Konzentration des Taxons.
- ⁴⁶⁶ *Arctium spec.*, *Sonchus asper*, *Verbena officinalis*, *Lapsana communis*.
- ⁴⁶⁷ *Clinopodium vulgare*, *Cerastium fontanum*, *Moehringia trinervia*, *Galeopsis spec.*, *Urtica dioica*, *Origanum vulgare*, *Agrimonia eupatoria*, *Ranunculus repens*.
- ⁴⁶⁸ Verwendet wurde die Rangkorrelation nach Spearman. Falls zwei Reste korrelieren, bedeutet das, dass je mehr vom einen Rest (hier

- eines der Unkräuter) in einer Probe vorkommt, desto zahlreicher auch der andere Rest (hier eines der Getreide) in dieser Probe auftritt. Eine positive Korrelation kann als Hinweis darauf gewertet werden, dass die beiden betreffenden Reste in einem Zusammenhang stehen, also etwa gemeinsam und gleichzeitig in die Kulturschicht gelangt sind.
- ⁴⁶⁹ *Arenaria serpyllifolia*, *Brassica rapa*, *Capsella bursa-pastoris*, *Lapsana communis*, *Odontites cf. vulgaris*, *Polygonum persicaria*, *Verbena officinalis*, *Vicia cracca*.
- ⁴⁷⁰ Es sind lediglich vier Leinsamenvorratsfunde bekannt, je zwei aus Port Stüdeli (Cortaillod) und aus Hornstaad Hörnle 1A (Jacomet/Brombacher/Dick 1989; Maier 2001).
- ⁴⁷¹ In den cortailod-/pfynen- und horgenzeitlichen Schichten der Fundstelle Zürich-Seefeld, Kanalisationssanierung wurden einzelne *Cuscuta*-Samen gefunden (Brombacher/Jacomet 1997). *Cuscuta*-Samen sind kaum bis auf die Art zu bestimmen.
- ⁴⁷² *Cerastium fontanum*, *Plantago major*, *Prunella vulgaris*, *Ranunculus repens*, *Poa annua*, *Polygonum aviculare*.
- ⁴⁷³ S. Jacomet, Botanische Makroreste aus den Sedimenten des neolithischen Siedlungsplatzes AKAD-Seehofstrasse am untersten Zürichsee. Die Reste der Uferpflanzen und ihre Aussagemöglichkeiten zu Vegetationsgeschichte, Schichtenstehung und Seespiegelschwankungen. Zürcher Studien zur Archäologie 1985, 95.
- ⁴⁷⁴ Der Kot von Schafen und Ziegen sieht sehr ähnlich aus, deshalb werden hier beide Tiere genannt. In den Knochenfunden kommt die Ziege viel häufiger vor als das Schaf.
- ⁴⁷⁵ Durch Ph. Rentzel, Universität Basel (unveröffentlicht).
- ⁴⁷⁶ Proben 334, 360, 409, die alle besonders reich an fest zusammenhaftenden Stücken waren.
- ⁴⁷⁷ Horgen-Scheller liegt am westlichen Zürichseeufer (Favre/Jacomet 1998, Favre 2001, Favre 2002). Alle anderen Schichten liegen am untersten Zürichseebecken auf dem Gebiet der heutigen Stadt Zürich (bearbeitet von Jacomet/Brombacher/Dick 1989 und Brombacher/Jacomet 1997).
- ⁴⁷⁸ Favre 2002.
- ⁴⁷⁹ Die traditionelle Leinernte beginnt im August mit dem Ausreissen und Trocknen der reifen Leinpflanzen. Danach werden auf dem Hof (niemals auf den Feldern) die Samenkapseln durch das sogenannte «Riffeln» von den Stängeln getrennt. Dies geschieht, indem die Stängel durch eine kammartige Vorrichtung (die Riffel) gezogen werden, in der die Samenkapseln hängen bleiben und vom Stängel abgerissen werden. Die Samenkapseln werden gedroschen, um die Leinsamen zu befreien. Die Stängel müssen noch mehrere Arbeitsschritte durchlaufen, um Fasern für Garn und Gewebe zu liefern. Zuerst müssen die Bestandteile des Stängels, Rinde, Fasern und Holzkern, durch einen Fäulnisprozess («Röste») von dem sie verbindenden Klebstoff befreit werden. Dazu legt man die Stängel tage- bis wochenlang entweder ins Wasser (Wasserröste) oder auf dem Feld aus (Tauröste). Anschliessend werden die Stängel wieder eingesammelt, getrocknet und «gebrochen», d.h. der Holzkern wird durch eine Art Dreschen oder eine zahnradartige Vorrichtung in kleine Stückchen, genannt «Scheben», zerbrochen. Die Scheben werden in mehreren Arbeitsschritten aus den Fasern ausgekämmt («hecheln»), sie dienen als Stalleinstreu. Die Fasern endlich werden gesponnen und je nach Qualität und Reinheit zu grobem Sackleinen oder zu feinen Geweben verarbeitet (Abriss gestützt auf zwei ethnographische Filme des Instituts für den wissenschaftlichen Film, Göttingen, zum Thema Leinernte und -verarbeitung. Darin werden die jahrhundertalten traditionellen Abläufe (19./20. Jh.) auf einem Tiroler Bergbauernhof gezeigt, gefilmt in den frühen 1960er-Jahren. Selbstverständlich kann die traditionelle Vorgehensweise der letzten Jahrhunderte von derjenigen im Neolithikum abweichen).
- ⁴⁸⁰ Brombacher/Jacomet 1997; Favre 2002.
- ⁴⁸¹ Jacomet/Brombacher/Dick 1989.
- ⁴⁸² Jacomet/Brombacher/Dick 1989.
- ⁴⁸³ Akeret/Jacomet 1997; Akeret et al. 1999.
- ⁴⁸⁴ Dabei ist zu beachten, dass die Brombeere nur am zweijährigen Holz fruchtet. Die Brombeerpflanze bildet aus dem Wurzelstock lange Triebe. Der Lebenszyklus eines Triebes beginnt im Frühling oder Sommer, in dieser ersten Vegetationsperiode wächst der Trieb nur und blüht nicht. Er überwintert beblättert. Im darauffolgenden Jahr wächst der Trieb nicht mehr, sondern blüht, fruchtet und stirbt dann ab. Nach O. Sebald, S. Seybold, G. Philippi, Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs, Band 3 (Stuttgart 1992) 37–39.
- ⁴⁸⁵ Favre/Jacomet 1998.
- ⁴⁸⁶ Die getesteten Reste sind: unverkohlte Dreschreste, Leinkapsel-segmente, Klettensamen, Bucheckern, Apfelnusskerne, Apfelsamen, Gänsedistelsamen, Tannennadeln, Laubblattfragmente, Äste mit Durchmesser unter 1,5 mm, Äste mit Durchmesser von 1,5–5 mm. Nur modifiziert aufbereitete Proben wurden einbezogen, d.h. sieben in B1 und elf in B2–4.
- ⁴⁸⁷ Favre 2002.
- ⁴⁸⁸ U. Maier, Moorstratigraphische und paläoethnobotanische Untersuchungen in der jungsteinzeitlichen Moorsiedlung Ödenahlen am Federsee. Siedlungsarchäologie im Alpenvorland III. Forschungen zur Vor- und Frühgeschichte in Baden-Württemberg 46, 1995, 143–254.
- ⁴⁸⁹ Favre 2001.
- ⁴⁹⁰ S. Jacomet, Pflanzen mediterraner Herkunft in neolithischen Seefüßersiedlungen der Schweiz. Forschungen und Berichte zur Vor- und Frühgeschichte in Baden-Württemberg 31, 1988, 205–212.
- ⁴⁹¹ Jahreszeitlich datierbarer neolithischer Schaf-/Ziegenkot wies bis jetzt immer auf Winter, woraus geschlossen wurde, dass sich das Vieh nur in der kalten Jahreszeit in der Siedlung selber aufhielt (Akeret/Jacomet 1997; Akeret et al. 1999). Vgl. Kap. IV.2.
- ⁴⁹² Favre 2001.
- ⁴⁹³ Favre 2001, Synthese 18.
- ⁴⁹⁴ U. Maier, H. Schlichtherle, Archäologische und archäobotanische Untersuchungen in der Goldberg III-Siedlung Alleshausen-Grundwiesen am Federsee, Kreis Biberach. Archäologische Ausgrabungen in Baden-Württemberg 1992, 88–93.
- ⁴⁹⁵ Jacomet/Brombacher 2005.
- ⁴⁹⁶ Bspw. Rasmussen 1993; Herbig 2006.
- ⁴⁹⁷ Auch Knochen von Kleintieren werden in diesen Proben bestimmt. Flotieren: Aufschwimmen der spezifisch leichteren organischen Bestandteile in Wasser.
- ⁴⁹⁸ Neben Abfällen, Isoliermaterialien und anderen biologischen Resten bestehen die Kulturschichten in neolithischen und bronzezeitlichen See- und Moorsiedlungen auch zu einem mehr oder weniger grossen Teil aus Exkrementen verschiedenster Herkunft.
- ⁴⁹⁹ Maier 2001; Le Bailly/Bouchet 2004.
- ⁵⁰⁰ Akeret/Rentzel 2001.
- ⁵⁰¹ Die Dungstückchen von Schafen und Ziegen lassen sich u.E. nicht voneinander unterscheiden. Zu Untersuchungen von Pflanzenresten in Koprolithen von Schafen/Ziegen vgl. u.a. Akeret et al. 1999; Akeret/Jacomet 1997; Karg 1998; Klee/Wick 2007; Kühn/Hadorn 2004; Kühn et al. submitted; Maier 2004; Rasmussen 1993; Rösch 2002.
- ⁵⁰² Jacomet/Schibler 2006; Schibler 2004.
- ⁵⁰³ Deschler-Erb/Marti-Grädel 2004.
- ⁵⁰⁴ Bspw. Brombacher/Jacomet 1997; Hosch/Jacomet 2004; Richoz/Haas 1995; Rösch 1996.
- ⁵⁰⁵ Favre/Jacomet 1998; Maier 2004; Rasmussen 1993.
- ⁵⁰⁶ Bspw. Charles 1998; Vermeeren 1998.
- ⁵⁰⁷ Die Ergebnisse dieser Untersuchungen liegen für Pfäffikon-Burg noch nicht vor.
- ⁵⁰⁸ Vgl. Kap. IV.1. Die Analyse der Pflanzenreste aus den Koprolithen von Pfäffikon-Burg wurde im Rahmen eines Projekts des Schweizerischen Nationalfonds (Projekt-Nr. 105312-110406/1) am IPNA durchgeführt. Neben den Koprolithen aus Pfäffikon-Burg wurden im Rahmen dieses Projekts bislang Dungstückchen aus der jungneolithischen Fundstelle Egolzwil 3, den frühbronzezeitlichen Siedlungen Horgen-Scheller und Lavagnone (Italien) sowie dem spätbronzezeitlichen Zürich-Alpenquai bearbeitet. Vgl. Kühn et al. submitted; hier auch ausführliche Diskussion der Methoden.
- An dieser Stelle möchten wir nicht nur dem Schweizerischen Nationalfonds danken, unser Dank geht an eine Vielzahl von Personen, die direkt oder indirekt zum Gelingen unserer Untersuchungen beigetragen haben, insbesondere an Ömi Akeret, Gio-

Tabelle 1

Konzentrationen (Reste/Liter) und Stetigkeiten der gefundenen pflanzlichen Reste, Durchschnittswerte, nach Phasen getrennt.

Spalte «Erhaltung»: vk = verkohlt; uvk = unverkohlt.

Spalte «nur mod.»: falls hier ein Kreuz eingetragen ist, hat sich die Schlämmweise signifikant auf den betreffenden Rest ausgewirkt (siehe Kapitel IV.1.3.1), und den angegebenen Konzentrationen liegen nur die modifiziert aufbereiteten Proben zugrunde. Dies sind in Phase A 3 Proben, in Phase B1 7 Proben und in Phase B2-4 9 Proben. Falls kein Kreuz eingetragen ist, beruhen die Berechnungen auf 8 Proben in Phase A, 11 Proben in Phase B1 und 24 Proben in Phase B2-4. Da in Phase C keine modifiziert aufbereiteten Proben vorliegen, wurden für alle Reste die Werte der drei konventionell aufbereiteten Proben angegeben. Diese Werte dürfen nicht mit den anderen verglichen werden, wenn die betreffenden Reste als «nur mod.» markiert sind.

Für Phase C können keine Stetigkeiten angegeben werden, weil zu wenige Proben untersucht wurden.

Spalte «Phase sign.»: hier ist vermerkt, in welchen Phasen sich die angegebenen Konzentrationswerte statistisch unterscheiden. n.s. = nicht signifikant; * = signifikant, $p < 5\%$; ** = signifikant, $p < 1\%$; *** = hochsignifikant, $p < 0,1\%$. Wo nichts steht, wurde nicht getestet.

Spalte «N»: Anzahl gefundener Reste in den 46 Proben, die über 500 ml Volumen aufwiesen.

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Std/l)	Phase B1 (Std/l)	Phase B2-4 (Std/l)	Phase C (Std/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Kulturpflanzen													
Getreide	Cerealia	Canypse	vk		0.1	0.2	0.2	0.1	25.0	36.4	34.6	n.s.	26
Getreide	Cerealia	Dusch	vk			2.0				18.2			2
Getreide	Cerealia		uvk		0.2	0.1	1.9		12.5	18.2	7.7		20
Getreide	Cerealia	Perikarp	uvk	x	58.5	48.7	31.6	4.8	100.0	100.0	100.0	n.s.	420
Gerste	Hordeum vulgare	Canypse	vk	x	0.7	0.9	1.0	1.4	66.7	57.1	81.8	n.s.	99
Gerste	Hordeum vulgare	Spindelglied	vk	x	0.1	1.6	2.0		33.3	28.6	27.3	n.s.	10
Gerste	Hordeum vulgare	Spindelglied	uvk	x	24.4	5.9	23.2		66.7	42.9	90.9	n.s.	186
Weizen	Triticum	Dusch	vk			0.9	0.2			9.1	3.8		2
Weizen	Triticum		uvk	x	38.6	23.0	38.2	3.6	100.0	85.7	100.0	n.s.	133
Emmer	Triticum dicoccon	Ährchengabel	vk			0.05	0.5	1.2		9.1	15.4	n.s.	12
Emmer	Triticum dicoccon	Canypse	vk		0.1	0.1	0.2	0.3	37.5	27.3	30.8	n.s.	31
Emmer	Triticum dicoccon	Hüllspelzenbasis	vk		1.2	0.1	0.1	1.9	12.5	18.2	7.7		6
Emmer	Triticum dicoccon	Ährchen	uvk	x	0.3	0.2	0.3		66.7	14.3	36.4	n.s.	17
Emmer	Triticum dicoccon	Ährchengabel	uvk	x	158.7	86.4	217.6		100.0	100.0	100.0	*B1/B2-4	729
Emmer	Triticum dicoccon	Hüllspelzenbasis	uvk	x	121.1	88.3	227.1	1.8	100.0	100.0	90.9	n.s.	472
Emmer/Nacktwoizen	Triticum dicoccon/nudum	Dusch	vk		0.02	0.9	0.5		12.5	9.1	7.7		5
Emmer/Nacktwoizen	Triticum dicoccon/nudum	Canypse	vk	x	0.3	0.4	0.5		66.7	71.4	54.5	n.s.	39
Emmer/Nacktwoizen	Triticum dicoccon/nudum	Hüllspelzenbasis	vk				0.04				3.8		1
Emmer/Nacktwoizen	Triticum dicoccon/nudum	Ährchen	uvk	x	0.1	0.02	0.3		33.3	14.3	27.3		9
Emmer/Nacktwoizen	Triticum dicoccon/nudum	Dusch	uvk	x	72.9	49.6	156.5	6.1	100.0	100.0	100.0	*B1/B2-4	520

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Einhal- tung	nur mod.	Phase A (Stk/l)	Phase B1 (Stk/l)	Phase B2- 4 (Stk/l)	Phase C (Stk/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Emmer/Nackweizen	Triticum dicocon/nudum	Hüllspelzenbasis	unk	x	9.9	17.1	54.5		66.7	85.7	100.0	*AB2-4, *B1/B2-4	106
Einkorn	Triticum monococcum	Ährchengabel	vk			0.3		1.2		9.1			2
Einkorn	Triticum monococcum	Ährchengabel	unk	x	2.6	4.7	0.1		12.5	36.4	11.5	n.s.	15
Einkorn	Triticum monococcum	Hüllspelzenbasis	unk				1.1				7.7		3
Einkorn/Emmer	Triticum monococ./dioc.	Ährchengabel	vk			0.05				9.1			1
Einkorn/Emmer	Triticum monococ./dioc.	Hüllspelzenbasis	vk			1.0				9.1			1
Einkorn/Emmer	Triticum monococ./dioc.	Ährchengabel	unk	x	6.8	6.9	16.6		66.7	57.1	81.8	n.s.	58
Einkorn/Emmer	Triticum monococ./dioc.	Hüllspelzenbasis	unk	x	10.8	11.2	11.9		66.7	57.1	36.4	n.s.	33
Einkorn/Emmer	Triticum monococ./dioc.	Hüllspelzenbasis	unk		0.2	0.2	0.2	0.4	62.5	45.5	42.3	n.s.	38
Nackweizen	Triticum nudum	Caryopse	vk				0.2				3.8		1
Nackweizen	Triticum nudum	Hüllspelzenbasis	vk				0.5						37
Nackweizen	Triticum nudum	Spindelglied	vk		1.0	7.3	0.5		25.0	9.1	11.5	n.s.	17
Nackweizen	Triticum nudum	Spindelglied 4n	vk				1.0		25.0		23.1	n.s.	4
Nackweizen	Triticum nudum	Ährchen	unk	x	0.4				33.3				4
Nackweizen	Triticum nudum	Hüllspelzenbasis	unk			1.0	0.04			18.2	3.8		4
Nackweizen	Triticum nudum	Spindelglied	unk	x	65.2	38.5	92.6	1.2	100.0	100.0	100.0	*B1/B2-4	466
Lein	Linum usitatissimum	Kapsel	vk			0.05				9.1			1
Lein	Linum usitatissimum	Kapsellegn. m. Spitze	vk			1.0	6.6			9.1	11.5		22
Lein	Linum usitatissimum	Same	vk		0.3	5.5	2.5		12.5	18.2	26.9		15
Lein	Linum usitatissimum	Kapsellegn. m. Spitze	unk	x	1299.2	2138.6	2746.8	208.3	100.0	100.0	100.0	*AB2-4	10111
Lein	Linum usitatissimum	Same mit Nabel	unk	x	1388.2	1522.8	1276.2	531.5	100.0	100.0	100.0	n.s.	9786
Lein	Linum usitatissimum	Stängel > 1cm lang	unk	x	18.6	40.0	30.8	0.2	100.0	100.0	90.9	n.s.	2091
Lein	Linum usitatissimum	Wurzelstock	unk	x	0.1	1.8	3.4		66.7	85.7	54.5	n.s.	52
Schlafmohn	Papaver somniferum	Narbenstrahl	unk			0.02	0.1			9.1	11.5		6
Schlafmohn	Papaver somniferum	Same	vk				0.3				3.8		ca.20
Schlafmohn	Papaver somniferum	Same mit Nabel	unk	x	9413.2	6124.6	3539.7	2067.7	100.0	100.0	100.0	*AB2-4	21524
Erbsen	Pisum sativum	Same	unk			0.02		0.1		9.1			2
wohl Erbsen	cf. Pisum sativum	Same	unk				0.01				3.8		1
Nicht-Kulturpflanzen													
Weisstanne	Abies alba	Flügel	unk		0.02		0.05		12.5		3.8		3
Weisstanne	Abies alba	Knospe	unk		5.1	1.8	5.6	3.4	87.5	36.4	73.1	*AB1, *B1/B2-4	162
Weisstanne	Abies alba	Nadelfragm. m. Spitze	vk			0.05	0.01			9.1	3.8		2
Weisstanne	Abies alba	Nadelfragm. m. Spitze	unk	x	60.7	102.7	409.5	3.1	100.0	100.0	100.0	n.s.	8205
Weisstanne	Abies alba	Same	unk				0.02	0.3			7.7		5
Ahorn	Acer	Samenfachfragment	unk				0.04				3.8		2
Feldahorn	Acer campestre	Knospe	unk		0.7				12.5				1

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Stk/l)	Phase B1 (Stk/l)	Phase B2-4 (Stk/l)	Phase C (Stk/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Spitzahorn	Acer platanoides	Flügelfragment	uvk		0.1				12.5				3
Spitzahorn	Acer platanoides	Same/Frucht	uvk				0.03				7.7		6
Spitzahorn	Acer platanoides	Samenfach	uvk			0.02	0.1			9.1	15.4		2
wohl Spitzahorn	cf. Acer platanoides	Knospe	uvk			0.01				9.1			1
Oderniebig	Agrimonia eupatoria	Same/Frucht	uvk		0.1	0.3	0.7	0.1	25.0	36.4	65.4	*AB2-4	57
Straussgras	Agrostis	Same/Frucht	uvk				0.2				3.8		1
wohl Kriechender Günsel	Ajuga cf. reptans	Same/Frucht	uvk				0.1				3.8		1
Kriechender Günsel	Ajuga reptans	Same/Frucht	uvk				0.1				7.7		3
Froschlöffel	Alisma plantago-aqu. Typ	Same/Frucht	uvk			1.0	0.8	9.5		9.1	15.4		11
Erl	Alnus	Knospe	uvk				0.1				3.8		1
Erl	Alnus	männl. Kätzchen	uvk			0.01	0.05			9.1	7.7		6
Erl	Alnus	Same/Frucht	vk			0.9				9.1			1
Erl	Alnus	Same/Frucht	uvk		1.2	1.4	1.7		12.5	36.4	30.8	n.s.	28
Erl	Alnus	Zapfen	vk			0.03				9.1			1
Erl	Alnus		uvk		0.1	0.1	0.1	0.2	25.0	27.3	23.1	n.s.	23
wohl Schwarzerle	Alnus cf. glutinosa	Knospe	uvk		0.03		0.1	0.2	12.5		7.7		6
wohl Ackerfuchsschwanz	cf. Alopecurus myos. lprat.	Same/Frucht	uvk				0.2				3.8		1
Dill	Anethum graveolens	Same/Frucht	uvk				0.03				3.8		1
wohl Färbekamille	cf. Anthemis tinctoria	Same/Frucht	uvk				0.2				3.8		1
Glanzender K. Wiesenkerbel	Anthriscus nitidalsylv.	Same/Frucht	uvk		0.1		0.01		25.0		3.8		3
Doldenblütler	Apiaceae	Same/Frucht	uvk			0.9	0.02	3.6		27.3	7.7		18
Klette	Actium	Hüllblätter (Aggregat)	uvk	x	0.7	0.3	1.8		33.3	28.6	72.7		81
Klette	Actium	Same/Frucht	uvk	x	6.8	5.4	14.8	5.4	100.0	85.7	100.0	n.s.	914
Quendelblättriges Sandkraut	Arenaria serpyllifolia	Same/Frucht	uvk				0.1				3.8		1
Körbchenblütler	Asteraceae	Same/Frucht	uvk				0.8				11.5		3
Spießmaide/Rutenmelde	Atriplex hastata/patula	Same/Frucht	uvk				1.0				7.7		2
Melde/Gänsefuß	Atriplex/Chenopodium	Same/Frucht	uvk				0.6				3.8		1
Tollkirsche	Atropa belladonna	Same/Frucht	uvk					1.9					1
Baum		Ast	vk			0.02	0.04			9.1	3.8		2
Baum		Ast < 1.5 mm dick	uvk	x	5.4	7.1	18.9	3.2	100.0	100.0	100.0	*AB2-4, *B1/B2-4	2628
Baum		Ast > 1.5 mm dick	uvk	x	12.9	22.7	47.8	3.0	100.0	100.0	100.0	*AB2-4, *B1/B2-4	1479
Baum		Knospe	uvk		4.0	3.2	1.7	5.6	50.0	63.6	57.7		41
Baum		Laubblattfragment	uvk	x	6.0	6.3	8.4	0.4	100.0	100.0	100.0	n.s.	366
Birke	Betula	Kätzchen	uvk				0.1				3.8		3
Birke	Betula	Rinde	uvk		0.4	0.6	1.6		25.0	27.3	73.1	*AB2-4, *B1/B2-4	150
Birke	Betula	Same/Frucht	uvk		11.5	9.0	19.4	13.0	75.0	72.7	84.6	n.s.	146
wohl Birke	cf. Betula	Knospe	uvk			0.05				9.1			1

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Stk/l)	Phase B1 (Stk/l)	Phase B2-4 (Stk/l)	Phase C (Stk/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Zwenke	Brachypodium	Same/Frucht	unk		1.1	0.4	1.0		12.5	27.3	11.5		11
Fiederzwenke	Brachypodium pinnatum	Same/Frucht	unk			0.03				9.1			1
Waldzwenke	Brachypodium sylvaticum	Same/Frucht	vk			0.1				18.2			2
Waldzwenke	Brachypodium sylvaticum	Same/Frucht	unk	x	0.1	4.6	4.1		33.3	28.6	45.5	n.s.	33
Ackersenf	Brassica rapa	Same/Frucht	unk		2.1	3.5	7.3	1.2	37.5	45.5	34.6	n.s.	34
wohl Erdkastanie	cf. Bunium bulbocastanum	Same/Frucht	unk			1.0				9.1			1
Reitgras	Calamagrostis epigejos	Same/Frucht	unk				0.4				3.8		1
Wald-Bergminze	Calamintha sylvatica	Same/Frucht	unk			0.6	2.1			9.1	7.7		5
Knäuelblütige Glockenblume (Typ)	Campanula glomerata Typ	Same/Frucht	unk				1.1	1.2			15.4		4
Nesselblättrige Glodenblume (Typ)	Campanula trachelium Typ	Same/Frucht	unk										1
Hirtentäschel	Capella bursa-pastoris	Same/Frucht	unk				0.5				7.7		2
Segge	Carex	Same/Frucht	unk				0.01				3.8		1
bikarpellate Segge	Carex bicarpellat	Same/Frucht	unk		2.4		1.1		12.5		15.4		9
trikarpellate Segge	Carex tricarpellat	Same/Frucht	unk		1.0		1.2		12.5		15.4		6
Segge/Amplfer	Carex/Rumex	Same/Frucht	unk				0.4				3.8		2
Nelkengewächs	Caryophyllaceae	Same/Frucht	unk				0.1				3.8		1
Hornkraut	Gerastium fontanum Typ	Same/Frucht	unk	x	11.2	5.7	36.2	12.6	66.7	14.3	90.9	**B1/B2-4	99
Raues Hornblatt	Ceratophyllum demersum	Same/Frucht	unk		0.3	0.9	0.2		50.0	27.3	19.2	n.s.	42
Armlauchteralge	Chara	Oogonien mit Kalikk.	unk				0.8				3.8		1
Armlauchteralge	Chara	Oogonien ohne Kalikk.	unk		26.3	3.4	8.8	19.6	62.5	18.2	23.1	*A/B2-4	87
Gänsefuss	Chenopodium	Same/Frucht	unk					5.7					3
Weisser G./Schneeballbl. Gänsefuss	Chenopodium album/opulif.	Same/Frucht	unk				1.9				19.2		7
Vielsamiger Gänsefuss	Chenopodium polysperm.	Same/Frucht	unk				1.7	1.9			34.6		13
Wasserschleifling	Cicuta virosa	Same/Frucht	unk				0.01				3.8		1
Hexenkraut	Circaea lutetiana	Same/Frucht	unk		0.04				12.5				1
Ackerdistel/Kratzdistel	Cirsium arvense/palustre	Same/Frucht	unk				0.03				3.8		1
Sägetied	Cladum mariscus	Same/Frucht	unk			1.0	0.5	1.8		9.1	7.7		4
Waldrebe	Clematis vitalba	Same/Frucht	unk		0.3	1.0	1.0		12.5	18.2	23.1		12
Wirbeldost	Clinopodium vulgare	Same/Frucht	vk				3.1				7.7		17
Wirbeldost	Clinopodium vulgare	Same/Frucht	unk		13.9	0.8	7.8	18.7	62.5	18.2	69.2	*A/B1, **B1/B2-4	95
Roter Hartriegel	Cornus sanguinea	Same/Frucht	unk	x	0.6	0.3	0.9	1.1	100.0	57.1	81.8	n.s.	66
Hasel	Corylus avellana	Knospe	unk		0.7	0.2	2.8		25.0	27.3	38.5	n.s.	26
wohl Hasel	cf. Corylus	Knospe	unk		0.3				12.5				1
Hasel	Corylus avellana	Schale	unk		8.3	14.9	10.6	9.4	100.0	90.9	92.3	n.s.	1927
Hasel	Corylus avellana	unreife Nuss	unk		0.1		0.03	0.1	12.5		3.8		8
Weissdorn	Crataegus	Knospe	unk				0.01				3.8		1
wohl Weissdorn	cf. Crataegus	Knospe	unk		0.8				12.5				1

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Stk/l)	Phase B1 (Stk/l)	Phase B2-4 (Stk/l)	Phase C (Stk/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Pippau	Crepis	Same/Frucht	uvk		2.4	0.01	0.5		12.5	9.1	11.5		8
Sauergas	Cyperaceae	Same/Frucht	uvk		1.3	1.0	2.2		12.5	18.2	15.4		16
Wilde Möhre	Daucus carota	Same/Frucht	uvk		0.5	0.5	1.5	1.8		9.1	15.4		1
wohl Wilde Möhre	cf. Daucus carota	Same/Frucht	uvk				0.2				3.8		7
wohl Rasenschmiele	cf. Deschampsia caespitosa	Same/Frucht	uvk			0.5	0.2				3.8		1
Wasserdost	Eupatorium cannabinum	Same/Frucht	uvk							9.1			1
Augentrost/Zahnrost	Euphrasia/Odontites	Same/Frucht	uvk		0.5	0.5	1.6			9.1	19.2		7
Schmetterlingsblütler	Fabaceae	Same/Frucht	vk		0.04	0.03		0.1	12.5	9.1			4
Schmetterlingsblütler	Fabaceae	Same/Frucht	uvk				0.01				3.8		1
Robuche	Fagus sylvatica	Cupula	uvk	x	0.1	0.1		0.8	33.3	14.3			19
Robuche	Fagus sylvatica	Knospe	uvk		0.1	0.05	0.2		37.5	9.1	26.9	n.s.	23
Robuche	Fagus sylvatica	Perikarp	uvk	x	44.0	2.9	33.4	38.8	100.0	85.7	100.0	**B1/B2-4	2604
Windenröterich	Fallopia convolvulus	Same/Frucht	uvk		4.9	1.0	1.2		25.0	9.1	30.8		20
Heckenröterich	Fallopia dumetorum	Same/Frucht	uvk		0.6		0.2		37.5		7.7		7
Erdbeere	Fragaria	Same/Frucht	vk				0.1				3.8		1
Erdbeere	Fragaria	Same/Frucht	uvk		738.5	642.8	800.8	827.9	100.0	100.0	100.0	n.s.	7202
Faulbaum	Frangula alnus	Same/Frucht	uvk		0.05	0.05	0.04			9.1	7.7		3
Esche	Fraxinus excelsior	Knospe	vk				0.01				3.8		1
Hohlzahn	Galeopsis tetrahit Typ	Same/Frucht	uvk		0.2	0.1	1.1	1.0	50.0	18.2	61.5	*B1/B2-4	55
Kletten-Labkraut	Galium aparine	Same/Frucht	vk		0.1	0.1				18.2			3
Kletten-Labkraut	Galium aparine	Same/Frucht	uvk				0.03				3.8		1
Ruprechtskraut	Geranium robertianum	Same/Frucht	uvk		1.0		0.8			9.1	3.8		3
Bilsenkraut	Hyoscyamus niger	Same/Frucht	uvk				0.1				3.8		1
Geflecktes Johanniskraut	Hypericum maculatum	Same/Frucht	uvk				0.4	1.8			3.8		3
Gewöhnliches Johanniskraut	Hypericum perforatum	Same/Frucht	vk				0.6				3.8		2
Gewöhnliches Johanniskraut	Hypericum perforatum	Same/Frucht	uvk		2.2	1.2	9.6	16.3	12.5	18.2	57.7	*B1/B2-4	53
Stechpalme	Ilex aquifolium	Same/Frucht	uvk		0.1		0.05		25.0		7.7		4
Kompassblättrich	Lactuca serriola	Same/Frucht	uvk			0.6				9.1			1
Lippenblütler	Lamiaceae	Same/Frucht	uvk				0.6				3.8		1
Reinkohl	Lapsana communis	Same/Frucht	uvk		9.2	7.4	18.5	51.8	75.0	63.6	92.3	n.s.	147
Alpen-Heckenkirsche	Lonicera alpigena	Same/Frucht	uvk				0.04				7.7		2
Wolfsfuß	Lycopus europaeus	Same/Frucht	uvk		0.7	1.4	7.3	4.3	12.5	27.3	38.5	n.s.	84
Wildapfel	Malus sylvestris	Fruchttteil	uvk		0.3	0.3	0.5	0.3	50.0	36.4	57.7	n.s.	68
Wildapfel	Malus sylvestris	Perikarp	uvk	x	205.7	65.7	207.3	3.8	100.0	100.0	100.0	**B1/B2-4	7726
Wildapfel	Malus sylvestris	Same	vk				0.02	0.1			3.8		2
Wildapfel	Malus sylvestris	Same	uvk	x	30.9	22.7	49.9	7.7	100.0	100.0	100.0	n.s.	2657
Wildapfel	Malus sylvestris	Stiel	uvk	x	1.3	1.0	1.8	0.3	100.0	85.7	90.9	n.s.	110

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Stk/l)	Phase B1 (Stk/l)	Phase B2-4 (Stk/l)	Phase C (Stk/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Adernminze/Bachminze	Mentha arvensis/aquatica	Same/Frucht	uvk		0.7		0.8		12.5		11.5		6
Ausdauerndes Birgelkraut	Mercurialis perennis	Same/Frucht	uvk		0.03	0.03			12.5	9.1			2
Nabelmiere	Moehringia trinervia	Same/Frucht	uvk		7.9	2.0	8.7	23.3	75.0	18.2	76.9	*A/B1, **B1/B2-4	84
wohl Pfeifengras	cf. Molinia	Same/Frucht	uvk			1.0				9.1			1
Wassermiere	Myosoton aquaticum	Same/Frucht	uvk				0.2	4.8			3.8		5
Miere	Myosoton/Stellaria	Same/Frucht	uvk			1.0	0.1			9.1	3.8		2
Grosses N./Mittleres Nixenkraut	Najas marina/intermedia	Same/Frucht	uvk		0.2	0.04	1.1	6.5	37.5	9.1	19.2		29
Gelbe Teichrose	Nuphar lutea	Same/Frucht	uvk			0.03	0.1	0.5		9.1	15.4		19
Weisse Seerose	Nymphaea alba	Same/Frucht	uvk		1.4	1.0	0.3	7.5	37.5	9.1	15.4		12
wohl Spätblühender Zahnrost	Odonites cf. vulgaris	Same/Frucht	uvk				6.0				3.8		32
Dost	Origanum vulgare	Same/Frucht	uvk		1.2	1.7	12.0	14.5	25.0	18.2	69.2	*A/B1, **B1/B2-4	80
Studentenröslein	Parnassia palustris	Same/Frucht	uvk				0.2				3.8		1
Lieschgras	Phleum	Same/Frucht	uvk				0.2				3.8		1
Schilfröhr	Phragmites australis	Same/Frucht	uvk	x	5.8	2.5	7.8		66.7	28.6	63.6	n.s.	46
Judenkirsche	Physalis alkekengi	Same/Frucht	uvk		5.2	7.9	4.7	4.9	37.5	45.5	46.2	n.s.	42
Fichte	Picea abies	Flügelfragment	uvk				0.01				3.8		1
Fichte	Picea abies	Nadel	uvk	x		0.1	1.1	0.1		14.3	72.7	*B1/B2-4	36
Fichte	Picea abies	Zapfenschuppe	uvk			0.1	0.01	0.2		18.2	3.8		5
Fichtelöhre	Picea/Pinus	Same	uvk				0.01	0.3			3.8		4
Bitterkraut	Picris hieracioides	Same/Frucht	uvk				0.6				3.8		1
Kiefergewächse	Pinaceae	männl. Blütenstand	uvk				0.01				3.8		1
Waldöhre	Pinus sylvestris	Nadel	uvk				0.04				3.8		2
Grosser Wegerich	Plantago major	Same/Frucht	uvk		2.3	2.0	14.2	8.5	37.5	27.3	50.0	n.s.	92
Rispengras	Poa	Same/Frucht	uvk		1.2		0.6	2.4	12.5		7.7		6
Einjähriges Rispengras	Poa annua	Same/Frucht	vk				0.4				3.8		1
Hain-Rispengras	Poa nemoralis	Same/Frucht	uvk				1.5	1.2			15.4		6
Hain-R./Gewöhnliches Rispengras	Poa nemoralis/trivialis	Same/Frucht	uvk				1.5				3.8		7
Süßgras	Poaceae	Same/Frucht	vk				0.5				7.7		2
	Poaceae	Same/Frucht	uvk		1.9	6.4	6.6	6.6	25.0	54.5	38.5		40
Knöterich	Polygonum	Same/Frucht	uvk		0.7		0.3		12.5		3.8		2
Vogelknöterich	Polygonum aviculare	Same/Frucht	uvk		0.3		2.9		12.5		46.2	**B1/B2-4	22
Wasserpfeffer-Knöterich	Polygonum hydropiper	Same/Frucht	uvk				3.2	1.9			23.1		10
Wasserpfeffer-K./Milder Knöterich	Polygonum hydrop./mite	Same/Frucht	uvk				0.6				15.4		5
Amphelblättriger K./Pfirsichbl. K.	Polygonum lapath./persic.	Same/Frucht	uvk				1.1			9.1	23.1		7
Kleiner Knöterich	Polygonum minus	Same/Frucht	uvk			0.5		1.9					1
Milder Knöterich	Polygonum mite	Same/Frucht	uvk					0.1					1
Pfirsichblättriger Knöterich	Polygonum persicaria	Same/Frucht	uvk			0.7	0.3			18.2	7.7		6

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Stk/l)	Phase B1 (Stk/l)	Phase B2-4 (Stk/l)	Phase C (Stk/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Schwarzpappel	Populus nigra	Knospe	uvk				0.4				3.8		1
Zitterpappel	Populus tremula	Knospe	uvk				0.1				19.2		7
Laichkraut	Potamogeton	Same/Frucht	uvk	x	0.2	0.1	0.3	3.8	66.7	14.3	36.4	n.s.	58
Fingerkraut	Potentilla	Same/Frucht	uvk			0.5				9.1			1
Brunelle	Prunella vulgaris	Same/Frucht	uvk		2.6	0.3	4.2	14.0	25.0	9.1	42.3	*B1/B2-4	38
Süßkirsche/Traubenkirsche	Prunus avium/padus	Knospe	uvk				0.3				3.8		2
Traubenkirsche	Prunus padus	Same/Frucht	uvk			0.02	0.1			9.1	3.8		13
Schwarzdorn	Prunus spinosa	Knospe	uvk		0.7		0.03		25.0		3.8		4
Schwarzdorn	Prunus spinosa	Perle (Fragment)	uvk				0.01				3.8		1
Schwarzdorn	Prunus spinosa	Stein	uvk		1.7	0.2	1.3	0.9	87.5	45.5	42.3	*A/B1, *A/B2-4	213
Adlerfarn	Pteridium aquilinum	Blattfragment	uvk	x		0.1	1.0			14.3	36.4	n.s.	17
Eiche	Quercus	Cupula	uvk			0.01				9.1			1
Eiche	Quercus	Knospe	uvk		0.2	0.02	0.5		50.0	9.1	19.2	n.s.	13
wohl Eiche	cf. Quercus	Knospe	uvk				0.4	0.1			3.8		3
Eiche	Quercus	Nabel	uvk		0.03	0.05	0.0		12.5	9.1	3.8		3
Eiche	Quercus	Perlkarp	uvk	x	7.5	0.3	4.2	0.2	100.0	28.6	81.8	*B1/B2-4	255
Wasserhahnenfuss (Typ)	Ranunculus aquatilis Typ	Same/Frucht	uvk										40
Kriechender Hahnenfuss (Typ)	Ranunculus repens Typ	Same/Frucht	uvk		0.03	1.2	0.4	64.8	12.5	18.2	7.7		39
Gift-Hahnenfuss	Ranunculus sceleratus	Same/Frucht	uvk		2.7	1.0	5.4		25.0	9.1	73.1	*A/B2-4, **B1/B2-4	1
Hederich	Raphanus raphanistrum	Same/Frucht	uvk				0.3				3.8		3
Klappertopf	Rhinanthus	Same/Frucht	uvk		0.02		0.4		12.5		11.5		1
Wilde Sumpfkresse	Rorippa silvestris	Same/Frucht	uvk				0.6				3.8		1
Rose	Rosa	Same/Frucht	uvk	x	8.5	1.3	0.5	0.3	100.0	85.7	63.6	*A/B1, **A/B2-4, *B1/B2-4	206
wohl Rose	cf. Rosa	Knospe	uvk		0.02				12.5				1
Rosengewächs	Rosaceae	Stachel, Dom	uvk		0.03	0.01			12.5	9.1			2
Rosengewächs	Rosaceae cf. Crataegus	Dom	uvk		0.9	0.01			25.0	9.1			4
Rosengewächs	Rosaceae cf. Rosa	Stachel	uvk		0.05	0.2	0.02		25.0	18.2	7.7		7
Rosengewächs	Rosaceae cf. Rubus	Stachel	uvk		4.3	2.8	3.6	2.4	37.5	36.4	42.3		37
Kratzbeere	Rubus caesius	Same/Frucht	uvk				0.2				3.8		1
Brombeere	Rubus fruticosus	Same/Frucht	vk				0.4				3.8		1
Brombeere	Rubus fruticosus	Same/Frucht	uvk		18.0	5.4	9.4	9.3	100.0	36.4	57.7	*A/B1, *A/B2-4	131
Brombeere/Himbeere	Rubus fruticosus/daeus	Same/Frucht	uvk		24.9	11.8	15.1	20.7	50.0	18.2	53.8	*A/B1, *A/B2-4	176
Himbeere	Rubus idaeus	Same/Frucht	vk				1.8				11.5		10
Himbeere	Rubus idaeus	Same/Frucht	uvk		601.0	226.8	213.3	176.1	100.0	100.0	96.2	*A/B1, *A/B2-4	2753
Amplfer	Rumex	Same/Frucht	uvk			1.2	5.7	5.4		18.2	50.0		40
Kriäuelblütiger Amplfer	Rumex conglomeratus	Same/Frucht	uvk		1.2	1.4				9.1			2
Kriäuelblütiger A/Blut-Amplfer	Rumex cong./sang.	Same/Frucht	uvk						12.5				1

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Stk./l)	Phase B1 (Stk./l)	Phase B2–4 (Stk./l)	Phase C (Stk./l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2–4 (Stet. %)	Phase sign.	N
Blut-Ampfer	Rumex sanguineus	Same/Frucht	uvk		0.3	0.6			9.1	7.7			4
Weide	Salix	Kätzchen	vk		0.02				9.1	7.7			1
Weide	Salix	Kätzchen	uvk			0.02					7.7		2
Weide	Salix	Knospe	uvk	0.1	0.1	0.2		37.5	9.1	19.2	n.s.		20
wohl Weide	cf. Salix	Knospe	uvk			0.01				3.8			1
Holunder	Sambucus	Same/Frucht	uvk	1.9	0.2	1.7	10.6	25.0	9.1	23.1			20
Zwergholunder	Sambucus ebulus	Same/Frucht	uvk		4.7	1.4			9.1	30.8	n.s.		30
Schwarzer H/Traubenholunder	Sambucus nigra/racemosa	Same/Frucht	vk			0.4				3.8			1
Schwarzer H/Traubenholunder	Sambucus nigra/racemosa	Same/Frucht	uvk			1.9				30.8			19
Seebirse	Schoenoplectus lacustris	Same/Frucht	uvk	1.1	8.3	168.8				50.0	**B1/B2–4		164
Braunwurz	Scrophularia	Same/Frucht	uvk		0.04					3.8			1
Knotige B./Geflügelte Braunwurz	Scrophularia nod./umbr.	Same/Frucht	uvk		0.04			1.9		3.8			2
Sumpf-Helmkraut	Scrophularia galeculata	Same/Frucht	uvk						9.1				1
Rote Waldnelke	Silene dioica	Same/Frucht	uvk	2.4	1.1	1.9	12.5			19.2			9
Bittersüßer Nachtschatten	Solanum dulcamara	Same/Frucht	uvk	0.7	0.4		12.5			7.7			3
Schwarzer Nachtschatten	Solanum nigrum	Same/Frucht	uvk		0.2					7.7			2
Raue Gänsefistel	Sonchus asper	Same/Frucht	uvk	x	38.8	45.2	23.9	66.7	100.0	n.s.			213
Ziest	Stachys	Same/Frucht	uvk		0.3					11.5			3
Sternmiere	Stellaria	Same/Frucht	uvk		0.6					7.7			2
Grasblättrige S./Sumpf-Sternmiere	Stellaria gram./palustr.	Same/Frucht	uvk		0.5					3.8			1
Vogelmiere	Stellaria media	Same/Frucht	uvk	3.5	1.6	1.8	25.0			23.1	n.s.		20
Reinfarn	Tanacetum vulgare	Same/Frucht	uvk		2.6	1.9				11.5			6
Elbe	Taxus baccata	Knospe	uvk	0.8	0.05	0.02	12.5		9.1	3.8			3
Elbe	Taxus baccata	Nadel	vk		0.2	0.2				3.8			1
Elbe	Taxus baccata	Nadel	uvk	x	3.5	8.7	1.2	33.3	28.6	90.9	*B1/B2–4		110
Elbe	Taxus baccata	Same	uvk	0.1	0.1	0.05	37.5		18.2	7.7			8
Linde	Tilia	Kapsel klein	uvk		0.01					7.7			2
Linde	Tilia	Kapselteil	uvk	0.02	0.1	0.02	12.5		9.1	3.8			4
Linde	Tilia	Knospe	uvk		0.1				9.1				1
wohl Linde	cf. Tilia	Knospe	uvk		0.01					3.8			1
Winterlinde	Tilia cordata	Kapsel ausgewachsen	uvk		0.02				9.1				1
Winterlinde	Tilia cordata	Kapsel klein	uvk	0.1			12.5						2
Winterlinde	Tilia cordata	Kapselteil	uvk	0.2	0.04	0.02	25.0		9.1	3.8			9
Sommerlinde	Tilia platyphyllos	Kapsel ausgewachsen	uvk		0.05	0.02			9.1	3.8			3
Sommerlinde	Tilia platyphyllos	Kapsel klein	uvk		0.1	0.04	0.5		27.3	11.5			14
Sommerlinde	Tilia platyphyllos	Kapselteil	uvk	0.1	0.2	0.2	0.3	12.5	27.3	26.9	n.s.		31
Borstendolde	Torilis japonica	Same/Frucht	uvk		0.7					11.5			3

deutscher Name	lateinischer Name	Resttyp	Erhaltung	nur mod.	Phase A (Stk/l)	Phase B1 (Stk/l)	Phase B2-4 (Stk/l)	Phase C (Stk/l)	Phase A (Stet. %)	Phase B1 (Stet. %)	Phase B2-4 (Stet. %)	Phase sign.	N
wohl Borstendolde	cf. Torilis japonica	Same/Frucht	unk										
Ulm	Ulmus	Knospe	unk		0.2	2.1	0.1	2.5	25.0	27.3	26.9	n.s.	3
wohl Ulme	cf. Ulmus	Knospe	unk		0.3	0.02	0.3		12.5	9.1	3.8		32
Grosse Brennnessel	Urtica dioica	Same/Frucht	unk		4.2	2.3	9.4	44.9	50.0	18.2	69.2	**B1/B2-4	113
Baldrian	Valeriana	Same/Frucht	unk				0.2				3.8		1
wohl Baldrian	cf. Valeriana	Same/Frucht	unk				0.01				3.8		1
Wollkraut	Verbascum	Same/Frucht	unk				0.4				3.8		2
Eisenkraut	Verbena officinalis	Same/Frucht	vk				0.1				3.8		1
Eisenkraut	Verbena officinalis	Same/Frucht	unk		28.7	29.7	35.6	38.5	87.5	90.9	92.3	n.s.	329
Quendelblättriger Ehrenpreis	Veronica serpyllifolia	Same/Frucht	unk				0.4				3.8		1
Vogelwicke	Vicia cracca	Same/Frucht	unk				0.2				3.8		1
Veilchen	Viola	Same/Frucht	unk		0.7	0.3	0.1		12.5	9.1	3.8		3
Mistel	Viscum album	Beere	unk		0.1	0.1	0.2		25.0	18.2	30.8	n.s.	25
Mistel	Viscum album	Blatt mit Spitze	unk	x	0.6	0.2	0.6	0.1	66.7	28.6	63.6	n.s.	38
Mistel	Viscum album	Knospe	unk	x	3.2	0.1	0.3		100.0	28.6	45.5	n.s.	24
Mistel	Viscum album	Rinde	unk		0.2	0.1	0.7	0.2	62.5	27.3	53.8	n.s.	85
Mistel	Viscum album	Zweig	unk		0.1	0.1	0.03		25.0	18.2	3.8		12
Zoologische Reste													
Kot Schaf/Ziege	Kot Schaf/Ziege alle		unk	x	13.6	2.6	17.3	0.3	100.0	85.7	100.0	**B1/B2-4	690
Zusammenfassungen (Konzentration, Stückzahl)													
0.5-mm-Fraktion (Reste/l)			x		15012.9	11036.8	9588.2	4510.4				n.s.	51262
2-mm-Fraktion (Reste/l)			x		511.0	415.0	1217.6	89.9				*B1/B2-4	39995
alle generativen Reste (Samen etc.; Reste/l)			x		15390.3	11256.2	10114.8	4574.7				n.s.	75536
alle vegetativen Reste (Aste etc.; Reste/l)			x		133.6	195.6	691.0	25.6				n.s.	15721
Total (Reste/l)			x		15523.9	11451.8	10805.8	4600.2				n.s.	91257
Anzahl Taxa pro Probe					33.3	29.2	41.2	45.0				**AB2-4, *A/C, ***B1/B2-4, *B1/C	37.3
Anzahl Taxa pro Phase					74	81	126	67					142

Tabelle 2

Stetigkeiten der potenziellen Ackerunkräuter, nach Phasen aufgeteilt. Für die Berechnung der Stetigkeiten wurden (ausser bei *Antium*, *Cerastium* und *Sonchus*, vgl. Tabelle 1) alle Proben mit Volumina über 500 ml verwendet. Dies sind in Phase A 8 Proben, in Phase B1 11 Proben und in Phase B2–4 24 Proben. Für Phase C können keine Stetigkeiten berechnet werden, weil zu wenige Proben untersucht wurden. In der Spalte ganz rechts ist die Anzahl gefundener Samen in den Phasen A, B1 und B2–4 summiert. Die unterste Zeile gibt die durchschnittliche Anzahl potenzieller Unkrauttaxa pro Probe und die Gesamtsumme der potenziellen Unkrautsamen an.

deutscher Name	lateinischer Name	Lebensdauer	Stetigkeit %	Stetigkeit %	Stetigkeit %	Anzahl
			Phase A	Phase B1	Phase B2–4	
Hohlzahn	Galeopsis tetrahit Typ	einjährig	50.0	18.2	61.5	40
wohl Spätblühender Zahntrost	Odontites cf. vulgaris	einjährig			3.8	32
Vogelknöterich	Polygonum aviculare	einjährig	12.5		46.2	22
Windknöterich	Fallopia convolvulus	einjährig	25.0	9.1	30.8	20
Vielsamiger Gänsefuss	Chenopodium polyspermum	einjährig			34.6	12
Weisser G./Schneeballbl. Gänsefuss	Chenopodium album/opulifolium	einjährig			19.2	7
Augentrost/Zahntrost	Euphrasia/Odontites	einjährig		9.1	19.2	7
Heckenknöterich	Fallopia dumetorum	einjährig	37.5		7.7	7
Ampferblättriger K./Pfirsichbl. K.	Polygonum lapath./persic.	einjährig		9.1	23.1	7
Pfirsichblättriger Knöterich	Polygonum persicaria	einjährig		18.2	7.7	6
Kletten-Labkraut	Galium aparine	einjährig		18.2	3.8	4
Hederich	Raphanus raphanistrum	einjährig			11.5	3
Spießmelde/Rutenmelde	Atriplex hastata/patula	einjährig			7.7	2
Schwarzer Nachtschatten	Solanum nigrum	einjährig			7.7	2
Melde/Gänsefuss	Atriplex/Chenopodium	einjährig			3.8	1
Klappertopf	Rhinanthus	einjährig	12.5			1
Klette	Arctium	zweijährig	100.0	85.7	100.0	830
Raue Gänsedistel	Sonchus asper	ein/zweijährig	66.7	100.0	100.0	195
Ackersenf	Brassica rapa	ein/zweijährig	37.5	45.5	34.6	33
Vogelmiere	Stellaria media	ein/zweijährig	25.0		23.1	19
Ruprechtskraut	Geranium robertianum	ein/zweijährig		9.1	3.8	3
Borstendolde	Torilis japonica	ein/zweijährig			11.5	3
Hirtentäschel	Capsella bursa-pastoris	ein/zweijährig			7.7	2
Dill	Anethum graveolens	ein/zweijährig			3.8	1
Quendelblättriges Sandkraut	Arenaria serpyllifolia	ein/zweijährig			3.8	1
Bilsenkraut	Hyoscyamus niger	ein/zweijährig			3.8	1
Kompasslattich	Lactuca serriola	ein/zweijährig		9.1		1
Einjähriges Rispengras	Poa annua	ein/zweijährig			3.8	1
Eisenkraut	Verbena officinalis	mehrfährig	87.5	90.9	92.3	302
Rainkohl	Lapsana communis	mehrfährig	75.0	63.6	92.3	106
Wirbeldost	Clinopodium vulgare	mehrfährig	62.5	18.2	73.1	97
Grosser Wegerich	Plantago major	mehrfährig	37.5	27.3	50.0	85
Grosse Brennnessel	Urtica dioica	mehrfährig	50.0	18.2	69.2	77
Dost	Origanum vulgare	mehrfährig	25.0	18.2	69.2	70
Odermennig	Agrimonia eupatoria	mehrfährig	25.0	36.4	65.4	56
Gewöhnliches Johanniskraut	Hypericum perforatum	mehrfährig	12.5	18.2	57.7	44
Kriechender Hahnenfuss	Ranunculus repens	mehrfährig	25.0	9.1	73.1	39
Brunelle	Prunella vulgaris	mehrfährig	25.0	9.1	42.3	27
Hain-R./Gewöhnliches Rispengras	Poa nemoralis/trivialis	mehrfährig			3.8	7
Ackermintze/Bachminze	Mentha arvensis/aquatica	mehrfährig	12.5		11.5	6
Wald-Bergminze	Calamintha sylvatica	mehrfährig		9.1	7.7	5
Hain-Rispengras	Poa nemoralis	mehrfährig			15.4	5
Rainfarn	Tanacetum vulgare	mehrfährig			11.5	5
Knäuelblütige Glockenblume (Typ)	Campanula glomerata Typ	mehrfährig			15.4	4
Kriechender Günsel	Ajuga reptans	mehrfährig			7.7	3
Glänzender K./Wiesenkerbel	Anthriscus nitida/sylvestris	mehrfährig	25.0		3.8	3
Bittersüßer Nachtschatten	Solanum dulcamara	mehrfährig	12.5		7.7	3
Geflecktes Johanniskraut	Hypericum maculatum	mehrfährig			3.8	2

deutscher Name	lateinischer Name	Lebensdauer	Stetigkeit %		Stetigkeit %	Anzahl
			Phase A	Phase B1	Phase B2–4	A bis B2–4
Straussgras	Agrostis	mehrfährig			3.8	1
Fiederzwenke	Brachypodium pinnatum	mehrfährig		9.1		1
Reitgras	Calamagrostis epigejos	mehrfährig			3.8	1
Hexenkraut	Circaea lutetiana	mehrfährig	12.5			1
Fingerkraut	Potentilla	mehrfährig		9.1		1
Braunwurz	Scrophularia	mehrfährig			3.8	1
Knotige B./Geflügelte Braunwurz	Scrophularia nodosa/umbrosa	mehrfährig			3.8	1
Grasblättrige S./Sumpf-Sternmiere	Stellaria graminea/palustris	mehrfährig			3.8	1
Baldrian	Valeriana	mehrfährig			3.8	1
Quendelblättriger Ehrenpreis	Veronica serpyllifolia	mehrfährig			3.8	1
Hornkraut	Cerastium fontanum Typ	ein- bis mehrjährig	66.7	14.3	90.9	90
Nabelmiere	Moehringia trinervia	ein- bis mehrjährig	75.0	18.2	76.9	68
Pippau	Crepis	ein- bis mehrjährig	12.5	9.1	11.5	8
Rote Waldnelke	Silene dioica	ein- bis mehrjährig	12.5		19.2	8
Wilde Möhre	Daucus carota	ein- bis mehrjährig		9.1	15.4	6
Rispengras	Poa	ein- bis mehrjährig	12.5		7.7	4
Ziest	Stachys	ein- bis mehrjährig			11.5	3
Veilchen	Viola	ein- bis mehrjährig	12.5	9.1	3.8	3
Knöterich	Polygonum	ein- bis mehrjährig	12.5		3.8	2
Lieschgras	Phleum	ein- bis mehrjährig			3.8	1
Vogelwicke	Vicia cracca	ein- bis mehrjährig			3.8	1
Wollkraut	Verbascum	zwei- bis mehrjährig			3.8	2
Bitterkraut	Picris hieracioides	zwei- bis mehrjährig			3.8	1
Anzahl «Unkraut»-Taxa			10.5	7.4	15.8	2416

3.1.6 DISKUSSION

Die publizierte archäobotanische Untersuchung der Fundstätte Pfäffikon-Burg beschreibt die Siedlung als ganzjährig bewohnt und wirtschaftlich autark mit einem Schwerpunkt auf Lein-anbau und -verarbeitung und Mohnanbau. Damit scheint diese Siedlung gut mit Horgen-Scheller Schicht 4 vergleichbar, wo ebenfalls sehr hohe Fundzahlen von Lein- und Mohnresten gefunden wurden (Favre 2002). Horgen-Scheller liegt am westlichen Zürichseeufer, ca. 11 km vom unteren Zürichseebecken entfernt, und weist gegenüber den Horgener Siedlungen am unteren Zürichseebecken deutliche höhere Fundzahlen von Lein und Mohn auf, wobei diese Zahlen aufgrund der gleichen Schlämmweise als vergleichbar angenommen werden dürfen. Wie in Kapitel 3.1.4 schon erwähnt, wurden die archäobotanischen Proben von Pfäffikon-Burg auf zwei verschiedene Arten aufbereitet, was zu stark unterschiedlichen Fundkonzentrationen führte. Tab. 3 zeigt die Konzentrationen von Lein- und Mohnresten nach Nass-Sieben und Halbflotation. Zum Vergleich mit den älteren Fundbearbeitungen müssen richtigerweise die Werte der traditionellen Schlämmweise Nass-Sieben herangezogen werden. Dies wurde in der Publikation (Kapitel 3.1.5) irrtümlich nicht berücksichtigt, was hier korrigiert werden soll:

Bezüglich Lein und Mohn zeigt ein Vergleich der Fundkonzentrationen der Horgener Schichten am unteren Zürichseebecken (Tab. 5), dass Pfäffikon-Burg sich doch eher mit den Siedlungen am unteren Zürichseebecken vergleichen lässt als mit Horgen-Scheller 4. Weder die Leinreste (Samen und Kapselsegmente) noch die Mohnsamen sind auffällig zahlreich, sondern bewegen sich für Siedlungsperiode B¹⁴ im üblichen Rahmen der Fundkonzentrationen vom Zürichseebecken. Auffällig sind aber sicher die Leinstängelfragmente¹⁵, von denen in den archäobotanischen Proben 2280 Stück gefunden wurden. Der Zustand dieser Leinstängelfragmente lässt eine Interpretation aller Stadien der Leinverarbeitung von der Ernte bis zur Faser bzw. den Samen zu. Auf der Grabung wurden sogar ganze Leinstängellagen (bis 3 m lang!) beobachtet, aber leider nicht beprobt. Es kann also festgehalten werden, dass dem Leinbau in Pfäffikon-Burg sicher viel Aufmerksamkeit gewidmet wurde. Dies belegen neben den Leinstängellagen auch die zahlreichen Artefakte der Leinverarbeitung: Riffeln aus Holz und Hechelkämmen aus Knochen und Holz. Aus Oberschwaben sind auch Siedlungsplätze bekannt, die sehr reich an Leinresten sind, wie z.B. Alleshausen-Grundwiesen (Goldberg III, etwas jünger datiert als Pfäffikon Burg) (Schlichtherle & Maier 1993).

Angesichts der vielen Hinweise auf die grosse Bedeutung des Leinbaus in Pfäffikon-Burg stellt sich die Frage, wie sich die relativ tiefen Fundzahlen an Leinsamen erklären lassen. Denkbar wäre, dass sich hier die relativ ungünstigen Erhaltungsbedingungen widerspiegeln, die auch die Holz- und Keramikfunde weich und brüchig werden liessen (Kapitel 3.1.1, Eberli 2010). Möglicherweise wurden durch ungünstige taphonomische Bedingungen viele botanische Reste so stark geschädigt, dass sie das Nass-Sieben nicht mehr überstanden. Aus Tab. 3 ist ersichtlich, dass sogar ein üblicherweise robuster Rest, nämlich *Corylus*-Schalenfragmente, durch das Nass-Sieben reduziert wurde. Leinsamen und -kapselfragmente sind wesentlich weniger robust als *Corylus*-Schalenfragmente und daher viel anfälliger gegen Zersetzung. Die bekanntermassen empfindlichen Getreidedreschreste kommen in den nass-

¹⁴ Da für Siedlungsperiode A nur fünf nassgesiebte Proben vorliegen, wurde sie nicht in den Vergleich aufgenommen.

¹⁵ Leinstängelfragmente wurden in früheren Grabungen nicht beachtet. Es kann aber mit hoher Wahrscheinlichkeit davon ausgegangen werden, dass sie vorhanden waren.

gesiebten Proben von Pfäffikon-Burg sogar nur in sehr geringen Konzentrationen vor¹⁶, verglichen mit den Werten vom unteren Zürichsee (Tab. 5). Dies sind alles deutliche Hinweise auf die relativ schlechte Erhaltung der botanischen Reste. Zusätzlich kann mit Sicherheit gesagt werden, dass die Proben beim Nass-Sieben keineswegs grob behandelt worden waren – dies etwa im Gegensatz zu den C-Proben in Hosch & Zibulski 2003 (Kapitel 2.2). Dass die ausserordentliche Bedeutung des Leinanbaus archäobotanisch nicht klar gezeigt werden konnte, ist also vermutlich der Taphonomie geschuldet.

Tab. 5: Konzentration (Anzahl Reste pro Liter) ausgewählter Reste aus den Horgener Schichten, die durch Nass-Sieben aufbereitet wurden. Datenquelle: Archäobotanische Datenbank der IPNA ArboDat© (Kreuz & Schäfer 2014).

Abkürzungen: Cer. = Cerealia (alle Getreidetaxa zusammen), L. us. = *Linum usitatissimum*, P. so. = *Papaver somniferum*, M. sy. = *Malus sylvestris*, Per. = Perikarp, Cary. = Caryopse, DR = Dreschrest (alle Resttypen zusammen), Kaps. = Kapselfragment, sf = subfossil, vk = verkohlt.

Berechnungsbasis für Pfäffikon-Burg: siehe Tab. 2 auf <http://doi.org/10.5281/zenodo.1095066> (dort auch die Daten für Siedlungsperiode A).

Taxon	Resttyp	Erhaltung	Pfäffikon-Burg B	ZH Kanalisationssanierung 4	ZH Kanalisationssanierung 3	ZH Kanalisationssanierung 2	ZH Mozartstrasse 3	ZH Mythenschloss 3	Horgen Scheller 4	Horgen Scheller 3
Cer.	Per.	sf	17,6	0,2	0,4	0,3	0,03	0	0,8	0,5
Cer.	Cary.	vk	0,9	1576	259	2543	465	0,7	2,2	8,4
Cer.	DR	sf	28,6	194,4	116,8	206,6	23,1	337,4	896,2	732,5
Cer.	DR	vk	1,2	108,3	68,9	215,3	103,4	1,4	6,9	63,8
L. us.	Kaps.	sf	226,5	322,7	626,5	313,2	138,6	74,1	1674	702,2
L. us.	Same	sf	729	558,8	917,8	434,2	362,5	454,7	1380	448,6
P. so.	Same	sf	2045	1934	3811	1445	1800	3687	4963	1953
M. sy.	Same	sf	5,7	10,4	40,1	6,6	36	14,4	9,4	47,1
M. sy.	Per.	sf	11,7	17,9	91,3	30,9	59	92,1	24,9	243,1
Anzahl Proben			19	49	37	53	139	25	21	41

Vergleichszahlen von durch Halbflotation aufbereiteten Proben lagen zur Drucklegung von Publikation 2 noch nicht vor. In Kürze werden archäobotanische Daten aus der akribisch be-

¹⁶ Die auffällig hohe Konzentration an Cerealia Perikarprien in Pfäffikon-Burg B lässt sich dadurch erklären, dass dieser Rest in den 1980er Jahren noch nicht verlässlich identifiziert werden konnte.

arbeiteten Fundstelle Zürich-Parkhaus Opéra erwartet (Antolín *et al.* 2017). Jedoch ist die Vergleichsbasis mit insgesamt drei Schichten bzw. Siedlungsperioden¹⁷ aus zwei Grabungen noch zu klein, um sich hier einen Überblick verschaffen zu können (Tab 6), und im Gegensatz zu Zürich-Parkhaus Opéra wurden in Pfäffikon-Burg nur relativ wenige Proben untersucht. Der Vergleich wird zusätzlich erschwert durch die relativ schlechte Erhaltung in Pfäffikon-Burg, während die botanischen Reste von Zürich-Parkhaus Opéra als sehr gut erhalten (Schicht 13 unten) bis schlecht erhalten (Schicht 13 oben) bzw. gut erhalten (Schicht 14) beschrieben werden.

Tab. 6: Konzentration (Anzahl Reste pro Liter) ausgewählter Reste aus den Horgener Schichten, die durch Halbflotation aufbereitet wurden. Datenquelle: Archäobotanische Datenbank der IPNA ArboDat© (Kreuz & Schäfer 2014) und Antolín *et al.* (2017).¹⁸

Legende: Cerealia = alle Getreidetaxa zusammen, Dreschrest = alle Resttypen zusammen, subf = subfossil, vk = verkohlt, a = Daten aus der 8mm- und 2mm-Fraktion, b = Daten aus der 0,35mm-Fraktion.

Berechnungsbasis für Pfäffikon-Burg: siehe Tab. 2 auf <http://doi.org/10.5281/zenodo.1095066> (dort auch die Daten für Siedlungsperiode A).

Taxon	Resttyp	Erhaltung	Pfäffikon-Burg B	ZH Parkhaus Opéra, Schicht 13	ZH Parkhaus Opéra, Schicht 14
Cerealia	Perikarp	subf	44,1	261 ^b	320,1 ^b
Cerealia	Caryopse	vk	2,3	8,2 ^a	3,9 ^a
Cerealia	Dreschrest	subf	651,7	1884,7 ^b	1936,2 ^b
Cerealia	Dreschrest	vk	15,2	8,7 ^b	53,6 ^b
<i>Linum usitatissimum</i>	Kapselfragment	subf	2630,1	1393,6 ^b	3982,8 ^b
<i>Linum usitatissimum</i>	Same	subf	1597,2	1122,6 ^b	3016,4 ^b
<i>Papaver somniferum</i>	Same	subf	3594,6	5763,1 ^b	7129,7 ^b
<i>Malus/Pyrus</i>	Same	subf	36,9	17,7 ^a	16,4 ^a
<i>Malus/Pyrus</i>	Perikarp	subf	106,6	79,1 ^a	143 ^a
Anzahl Proben			15	256^a, 122^b	53^a, 33^b

¹⁷ Da für Siedlungsperiode A von Pfäffikon-Burg nur drei halbflotierte Proben vorliegen, wurde sie nicht in den Vergleich aufgenommen.

¹⁸ In ZH Parkhaus Opéra wurde mit Verdrängungsvolumina gearbeitet, d.h. die angegebenen Fundkonzentrationen müssten mit 1,5 multipliziert werden, um mit den Konzentrationen von Pfäffikon-Burg direkt vergleichbar zu sein (Antolín *et al.* 2015). Der Faktor 1,5 wurde an Opéra-Sediment errechnet, möglicherweise ist der Unterschied von klassischem und Verdrängungsvolumen aber sedimentabhängig und nicht 1:1 verallgemeinerbar. Eine weitere Unsicherheit in der Umrechnung der Fundkonzentrationen stellt die Tatsache dar, dass die Opéra-Proben vor der Aufbereitung eingefroren und wieder aufgetaut wurden, während die Pfäffikon-Proben ohne Einfrieren aufbereitet wurden.

Auch ohne archäobotanischen Beleg kann aufgrund der erwähnten Holzartefakte zur Leinverarbeitung doch mit Sicherheit gesagt werden, dass der Leinbau in Pfäffikon-Burg eine grosse Rolle spielte. Weitere Akzente setzten die Siedler von Pfäffikon-Burg bei der Ziegenhaltung (Kühn & Wick 2010) und der Steinbeilproduktion. In Horgen-Scheller Schicht 4 wurde ebenfalls neben Lein und Mohn ein weiterer Schwerpunkt beobachtet; es fanden sich sehr viele *Taxus baccata*-Zweige (Favre & Jacomet 1998). Eibenholz ist für die Herstellung von Pfeilbogen geeignet, und Eiben wuchsen zwar zahlreich im Hinterland von Horgen-Scheller, waren aber sonst um das untere Zürichseebecken eher selten (ausgehend von der heutigen Vegetation), so dass der Gedanke an ein kostbares Handelsgut naheliegt (Favre 2002). Die anderen Horgener Siedlungen am Zürichsee lassen eher keine deutliche Spezialisierung erkennen.

Im 31. Jh. v.Chr. scheinen sich also einzelne Siedlungen mit wirtschaftlichen Spezialisierungen zu bilden (Eberli *et al.* 2002, Schlichtherle & Maier 1993). Ob aber schon von producer sites und consumer sites gesprochen werden kann, bleibt vorerst offen.

3.2. DIE SIEDLUNG ARBON BLEICHE 3

3.2.1 ARCHÄOLOGISCHER BEFUND UND DATIERUNG

Die Fundstelle Arbon Bleiche 3¹⁹ liegt am südlichen Bodenseeufer in einer flachen Bucht, südlich der Stadt Arbon TG, ca. 800 m vom aktuellen Seeufer entfernt (Abb. 7). In dieser Bucht sind sieben prähistorische Fundstellen bekannt (Hochuli 1994), von denen sechs schon vor 1945 entdeckt und teilweise ausgegraben wurden. Die Fundstelle Arbon Bleiche 3 wurde erst 1983 lokalisiert, als die Gemeinde Arbon anlässlich ihrer neuen Ortsplanung das kantonale Amt für Archäologie mit Sondierungen beauftragte (Winiger & Hasenfratz 1985). In den Jahren 1993-1995 fand eine 1050 m² umfassende Rettungsgrabung statt, da die neue Umfahrungsstrasse gebaut werden sollte. Arbon Bleiche 3 darf als hervorragend multi- und interdisziplinär²⁰ untersuchte Fundstelle gelten (Jacomet *et al.* 2004). Es wurden 27 Hausgrundrisse einer einphasigen Siedlung ganz oder teilweise ausgegraben (Abb. 8). Jedes Haus wurde jahrgenau dendrodatiert (Leuzinger 2000; Sormaz 2004); die Siedlung bestand demzufolge von 3384-3370 v. Chr. und fällt damit in die Übergangszeit der archäologischen Kulturen Pfyn und Horgen. Neue dendrochronologische Untersuchungen zeigen aber, dass die damals zur Datierung verwendeten Eichenpfähle die Erfordernisse für eine Datierung nicht erfüllen und deshalb als undatiert angesehen werden müssen (Schweichel *et al.* 2017). Die Datierung der Häuser basierte auf Tannenpfählen; die Nachuntersuchung ergab eine mit 42 Einzelsequenzen belegte Kurve, die bisher weder mit den bekannten Tannen-Referenzkurven noch mit Eichen-Referenzkurven verbunden werden konnte. Mehrere ¹⁴C-Datierungen von Tannen- und Eichenproben brachten keine Verbesserung der Situation. Die Aussage, die Häuser seien alle jahrgenau datiert, musste in der Folge widerrufen werden. Sicher

¹⁹ siehe Leuzinger (2000)

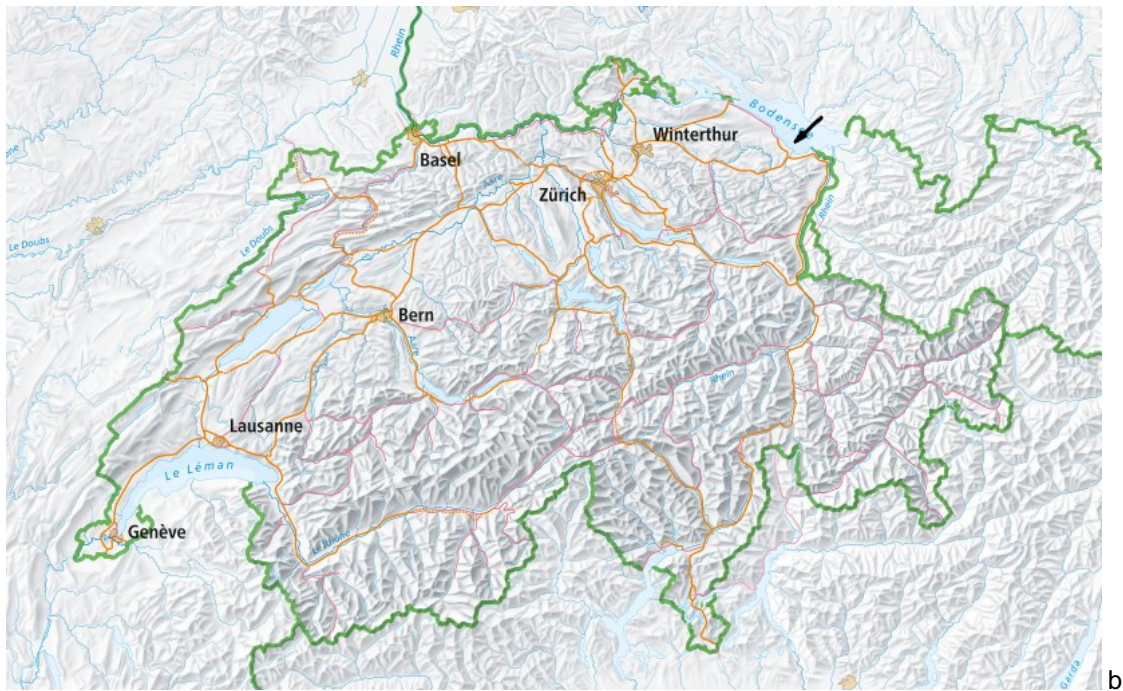
²⁰ Beteiligte Disziplinen: Archäologie, Dendrochronologie, Archäobotanik, Archäozoologie, Sedimentologie, Mikromorphologie, Malakologie, Chemie (z.B. Speisereste), Petrographie, Mineralogie, Parasitologie, Archäogenetik, Entomologie.

ist aber weiterhin die Zeitstellung ins 35./34. Jh. v. Chr. (Endjahr zwischen 3410 und 3364 v. Chr.) und die 15jährige Abfolge der Fälljahre der Tannen (Schweichel *et al.* 2017).

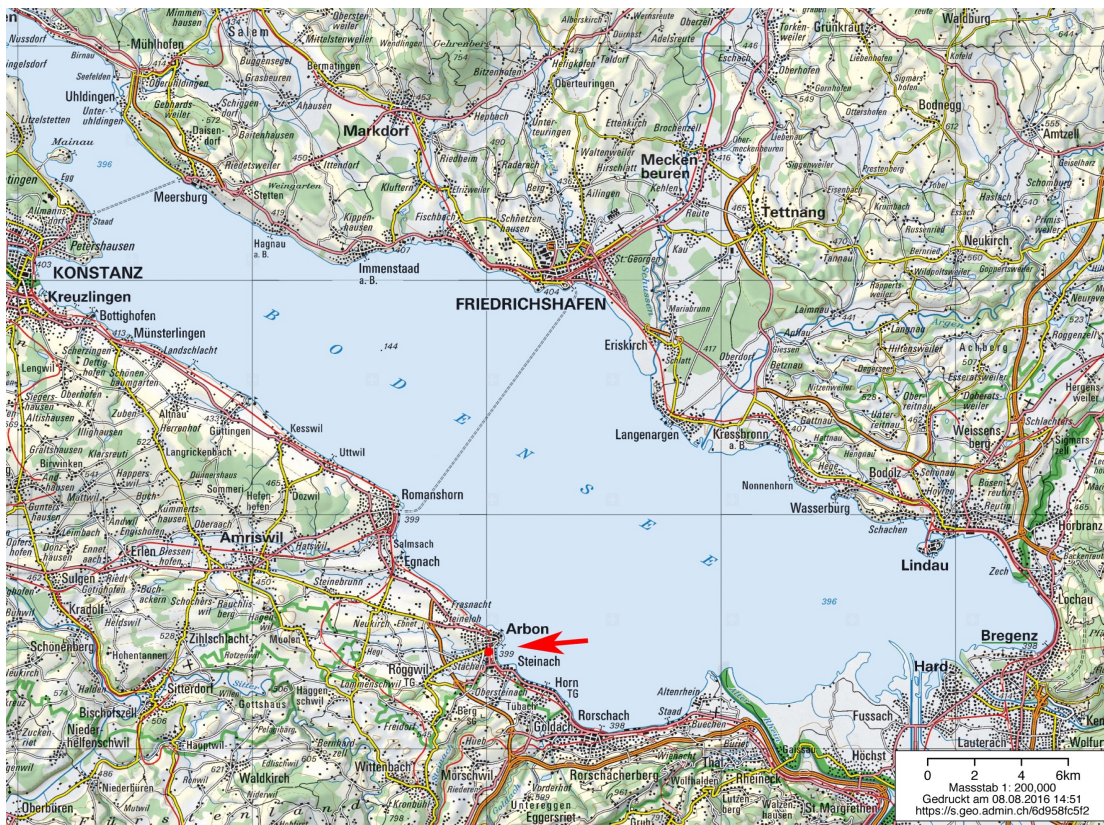
Dank seiner ausgezeichneten Erhaltung wurde Arbon Bleiche 3 als eine von 111 Fundstellen unter der Bezeichnung „Prähistorische Pfahlbauten um die Alpen“ 2011 in das UNESCO-Weltkulturerbe aufgenommen.

Abb. 7: Die Lage der Fundstelle. a: Europa und die Schweiz. Quelle der Karte: Wikipedia – Europa. b: Die Schweiz. Der schwarze Pfeil östlich von Winterthur zeigt auf die Fundstelle am Bodensee. Quelle der Karte: map.geo.admin.ch. c: Der Bodensee und die Lage der Fundstelle Arbon Bleiche 3 (roter Punkt). Quelle der Karte: map.geo.admin.ch.



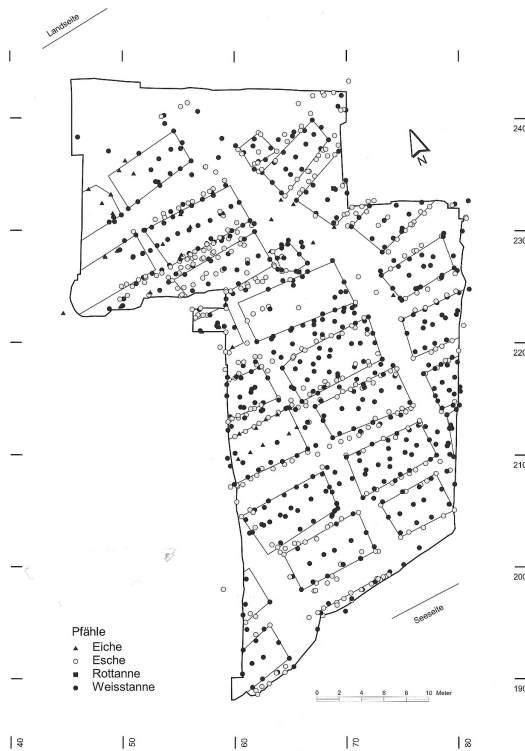


b



c

Abb. 8: Die Grabungsfläche mit allen Pfählen. Die Hausumrisse sind eingezeichnet. Quelle: Urs Leuzinger, Amt für Archäologie, Thurgau.



3.2.2 STAND DER FORSCHUNG: ZWIGHOLZ

Seit der Untersuchung der Zweige aus den archäobotanischen Flächenproben von Arbon Bleiche 3 kamen aus anderen neolithischen Grabungen keine neueren Untersuchungen hinzu. Damit bleiben weiterhin Horgen-Scheller (Favre & Jacomet 1998) und Arbon Bleiche 3 die einzigen Grabungen aus dem Pfahlbaubereich mit gründlicher Untersuchung der Zweige.

3.2.3 PUBLIKATION 3

ZIBULSKI P. (2004) ZWIGHOLZ UND KNOSPEN. IN: JACOMET S., LEUZINGER U. & SCHIBLER J.: DIE JUNGSTEINZEITLICHE SEEUFERSIEDLUNG ARBON BLEICHE 3. UMWELT UND WIRTSCHAFT. *ARCHÄOLOGIE IM THURGAU* **12**, 313-326

III 8 Zweige und Knospen

Petra Zibulski

III 8.1 Einleitung: Forschungsstand und Ziele

In den Sedimentproben aus der Kulturschicht, die für die Untersuchung von Samen und Früchten ausgewählt wurden (Kap. I 5 und III 2.2.1), fanden sich auch viele andere pflanzliche Reste wie z. B. Zweigstückchen, Blattfragmente, Rindenteile oder Knospen. Blätter und Rinden sind, vor allem in stark fragmentiertem Zustand, kaum zu bestimmen, sie wurden deshalb nur am Rande beachtet. Die Identifikation von Zweigen und Knospen bietet hingegen weniger Probleme.

Warum sind solche eher unspektakulären Funde überhaupt interessant? Ein in der Natur so reichlich vorhandenes und leicht zu gewinnendes Material wie Zweige wurde zweifellos auf vielerlei Art verwendet. So wurde dauernd Brennholz gebraucht, und auch als Isolationsmaterial oder zur Herstellung von Geflechten und anderen Gebrauchsgegenständen sind Zweige geeignet. Bei der Herstellung hölzerner Gegenstände fielen möglicherweise Zweigstücke als Abfall an. Zudem liegt der Gedanke nahe, dass Zweige als Tierfutter Verwendung fanden.

Bisher wurden Zweige aus Seeufersiedlungen trotz ihrer «Allgegenwärtigkeit» nur selten systematisch untersucht. In einer frühen Arbeit von Bräker (1979) wurden u. a. Zweigbestimmungen zur Rekonstruktion der Vegetation im Umfeld der horgen- und pfynzeitlichen Kulturschichten von Feldmeilen ZH Vorderfeld herangezogen. Aus dem schweizerischen Neolithikum gibt es aus neuerer Zeit nur eine einzige Fundstelle, in der die Zweige gründlich bearbeitet wurden: das horgenzeitliche Horgen ZH Scheller am Zürichsee. Hier konnte P. Favre (Favre und Jacomet 1998, 173) nachweisen, dass es sich bei verschiedenen lokalen Astanhäufungen mehrheitlich um Tierfutter gehandelt haben könnte. Auch in Arbon Bleiche 3 liegt der Gedanke an Tierfutter nahe, denn die Exkremente von Schafen/Ziegen und höchstwahrscheinlich auch von Rindern in der Kulturschicht beweisen, dass sich Tiere in der Siedlung aufgehalten haben (Kap. III 9). Ziel der detaillierten Untersuchung der Zweige in Arbon Bleiche 3 war deshalb herauszuarbeiten, wozu diese verwendet wurden.

III 8.2 Material und Methoden

Aus 65 Sedimentproben der Kulturschicht wurden die Zweige und Knospen bestimmt (Abb. 363). Die meisten Proben enthielten ungefähr drei Liter Kulturschichtsediment, aus denen bereits alle als Artefakte erkennbaren Objekte (Keramik, Stein, Holz, Knochen usw., siehe Leuzinger 2000 und de Capitani et al. 2002) und alle grösseren Knochen (Kap. III 3) entnommen worden waren, d. h. es handelte sich um durchsuchtes Schichtmaterial. Jede Probe wurde aufbereitet, indem sie mit Wasser durch zwei Siebe geschlämmt

wurde, bis die Erde weggeschwemmt war und nur noch organische Reste und eventuell vorhandene Steinchen in den Sieben übrigblieben. Im gröberen Sieb mit Maschenweite von 2 mm sammelten sich so alle grösseren Reste, im feineren Sieb mit 0,5 mm Maschenweite die kleinen Reste (weiteres zur Aufbereitung der Proben siehe Kap. III 2.2.2).

Die Zweige und Knospen wurden mit Hilfe von Stereolupe und Pinzette aus dem Siebrückstand des gröberen Siebes (2 mm) ausgelesen. Dabei haben wir für die weiteren Untersuchungen nur Zweigstücke berücksichtigt, die länger als 1 cm waren und die mindestens den Querschnitt eines Hälblings aufwiesen. Sehr kurze Zweigfragmente und schmale Zweigsplinter wurden nicht beachtet.

Wenn in einer Probe viele Zweige enthalten waren, haben wir eine Stichprobe genommen. Üblicherweise gelten Stichproben von 50 Hölzern als ausreichend für einen quantitativ repräsentativen Überblick des Probeninhaltes (mündliche Mitteilung H. Albrecht, IPNA, Universität Basel). Da

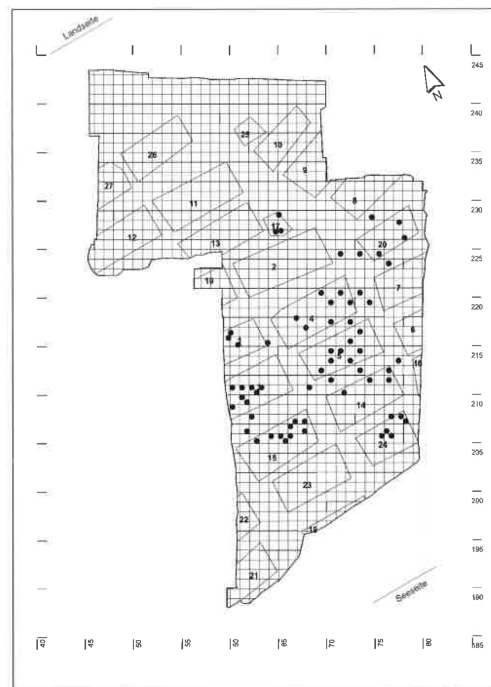


Abb. 363: Lageplan der 65 Proben, aus denen Zweige und Knospen bestimmt wurden. Auch Abb. 10–13. Mst. 1: 600.

sich bald herausstellte, dass in den Proben viele Weisstannenzweige (*Abies alba*) enthalten waren und diese sich sehr gut von Auge aussortieren liessen, wurde zur Vermeidung einer Tannenzweigedominanz die angestrebte Stichprobengrösse auf zehn Tannenzweige plus 50 andere Zweige pro Probe festgelegt.

Zur Herstellung einer Stichprobe haben wir deshalb zuerst die Tannenzweige von den anderen Zweigen getrennt, die Zweige beider Gruppen gezählt und dann aus den beiden Gruppen die erforderliche Anzahl an Zweigen ausgewählt. Die Auswahl der Tannenzweige geschah, indem die Zweige der Dicke nach sortiert und dann der dickste und der dünnste Zweig und von den dazwischenliegenden weitere etwa acht Tannenzweige in die Stichprobe aufgenommen wurden. Die anderen Zweige (fast ausschließlich Laubhölzer) haben wir ebenfalls nebeneinander aufgereiht, aber nicht der Dicke nach sortiert. Hier wurde, je nach Anzahl vorhandener Zweige, z. B. jeder zweite oder dritte Zweig aus der Reihe in die Stichprobe aufgenommen, so dass am Schluss die gewünschten ca. 50 Zweige resultierten.

Oft musste von den Tannenzweigen nur eine Stichprobe genommen werden, während die weniger zahlreichen anderen Zweige alle untersucht wurden. Von den 65 Proben wurden 47mal Stichproben von den Tannenzweigen genommen und nur 18mal von den anderen Zweigen.

Von allen Zweigen einer Probe bzw. Stichprobe haben wir mit einer Rasierklinge von Hand Quer- und Längsschnitte (radial und tangential) angefertigt und diese unter dem Mikroskop betrachtet. Aufgrund der aufgefundenen Charakteristika konnten die Zweige unter Zuhilfenahme von F. Schweingruber's Bestimmungsschlüssel (1990) in der Regel art- oder gattungsgenau bestimmt werden. Die Knospen wurden ebenfalls soweit möglich artgenau bestimmt, indem wir sie mit rezenten Knospen (Abb. 364) verglichen haben. Zu diesem Zweck wurde eine Sammlung rezenter Knospen angelegt.

Ausser der Artbestimmung wurden von jedem Zweig (genauer gesagt handelt es sich immer nur um mehr oder weniger kurze Zweigfragmente [Abb. 365]) noch weitere Merkmale festgehalten: Durchmesser, Anzahl Jahrringe, Zustand des letzten Jahrrings, Anwesenheit von Rinde, Zustand des Zweigfragmentes.

Waren die Zweige bestimmt und beschrieben, wurden alle Werte tabellarisch festgehalten und die prozentualen Anteile jedes Taxons innerhalb ei-



Abb. 365: 100 Zweige aus Probe 3139 (Haus 20). Auf Millimeterpapier. Foto IPNA, Universität Basel, P. Zibulski.

ner Probe aufgrund der Art- und Gattungsbestimmungen der Zweige in der Stichprobe berechnet. Die Auswertung der Daten erfolgte mit dem Statistikprogramm JMP 5.

III 8.3 Ergebnisse

Die 65 Proben enthielten insgesamt 9347 Zweige und 960 Knospen, von denen 3889 Zweige und alle Knospen untersucht wurden (Abb. 366).

III 8.3.1 Artenvielfalt

Die Bestimmungsarbeiten ergaben eine Liste, die nicht weniger als 33 Einträge aufweist (Abb. 367). Durch Zweige sind 28 Taxa sicher belegt und durch Knospen 15. Unter den ca. 3000 Blütenpflanzen in der Schweiz gibt es etwa 100 einheimische Holzarten. Eine Liste mit 29 Holztaxa¹⁴⁴ wie die hier vorliegende ist deshalb sehr beachtlich. Darunter sind auch sonst im Neolithikum sehr selten gefundene Gehölze wie die wilde Rebe (*Vitis sylvestris*; Rösch 2002, 51). Diese ist in Arbon Bleiche 3 weder durch Pollen noch durch Samen belegt. Die wilde Rebe wächst in Auenwäldern und kommt heute in der Schweiz nicht mehr vor (Lauber und Wagner 1996, 698).

144 Prinzipiell wurde jede sichere Bestimmung als Taxon gezählt. Nicht als einzelnes Taxon gezählt haben wir die beiden unsicheren Bestimmungen cf. *Prunus padus* und cf. *Sambucus spec.* Ahorn/Feldahorn sowie Pappel/Zitterpappel wurden jeweils nur als ein Taxon gezählt.

	Anzahl total	Anzahl untersuchte	% untersuchte
		Reste	Reste
alle Zweige	9347	3889	41,6
– Nadelholz	4499	1179	26,2
– Laubholz	4848	2710	55,9
alle Knospen	960	960	100,0

Abb. 366: Anzahl aller Zweige und Knospen in 65 Proben.



Abb. 364: Ausschnitt aus der Sammlung rezenter Knospen. Foto IPNA, Universität Basel, B. Pollmann.

Deutscher Name	Lateinischer Name	Anzahl Zweige SP	Anzahl Knospen	%-Anteil Zweige alle
Weisstanne	<i>Abies alba</i>	1170	80	48,13
Ahorn	<i>Acer spec.</i>	28		0,36
Feldahorn	<i>Acer campestre</i>		2	
Erle	<i>Alnus spec.</i>	269	45	4,65
Birke	<i>Betula spec.</i>	30		0,48
Waldrebe	<i>Clematis vitalba</i>	22		0,32
Roter Hartriegel	<i>Cornus sanguinea</i>	11		0,14
Hasel	<i>Corylus avellana</i>	324	41	5,66
Rotbuche	<i>Fagus sylvatica</i>	319	33	5,30
Faulbaum	<i>Frangula alnus</i>	186		2,94
Esche	<i>Fraxinus excelsior</i>	8		0,14
Efeu	<i>Hedera helix</i>	2		0,02
Wacholder	<i>Juniperus spec.</i>	4		0,04
Liguster	<i>Ligustrum spec.</i>	1		0,01
Heckenkirsche	<i>Lonicera spec.</i>	16		0,21
Kernobstgewächse	<i>Maloidae</i>	10		0,14
Fichte	<i>Picea abies</i>	3	1	0,03
Föhre	<i>Pinus spec.</i>	1		0,01
Pappel	<i>Populus spec.</i>	45		0,90
Zitterpappel	<i>Populus tremula</i>		44	
Felsenkirsche	<i>Prunus mahaleb</i>		1	
wohl Trauben- kirsche	<i>cf. Prunus padus</i>	1		0,01
Schwarzdorn	<i>Prunus cf. spinosa</i>	170	9	2,92
Eiche	<i>Quercus spec.</i>	144	50	2,35
Rose/Brombeere/	<i>Rosa spec./Rubus spec.</i>	5		0,05
Himbeere				
Weide	<i>Salix spec.</i>	445	369	8,50
wohl Holunder	<i>cf. Sambucus spec.</i>	1		0,01
Eibe	<i>Taxus baccata</i>	1	1	0,01
Linde	<i>Tilia spec.</i>	3	2	0,03
Ulme	<i>Ulmus spec.</i>	30	23	0,34
Schneeball	<i>Viburnum spec.</i>	17		0,22
Mistel	<i>Viscum album</i>	510	174	14,23
Rebe	<i>Vitis sylvestris</i>	1		0,01
unbestimmbare Zweige und Knospen		112	85	1,82
Total		3889	960	

Abb. 367: Alle Zweige und Knospen nach Taxa aufgegliedert. Die Anzahl bezieht sich auf jene in den Stichproben. Die %-Anteile beziehen sich auf das Gesamttal aller Äste (9347; Abb. 366).

Berechnet man unter Berücksichtigung der Stichprobengrößen die Prozentanteile jedes Taxons (Abb. 367), so zeigt sich noch deutlicher, dass die Weisstannenzweige deutlich in der Überzahl sind. Sie machen insgesamt fast die Hälfte aller Zweige aus und sind in nur fünf Proben nicht am häufigsten. Der Anteil Tannenzweige schwankt von Probe zu Probe stark, es wurden minimal 11% und maximal 93% Tanne gefunden. Die Dominanz der Tannenzweige kann wohl nur teilweise darauf zurückgeführt werden, dass sie sich in nassem Milieu besonders gut erhält; mit einiger Sicherheit liegt damit ein Hinweis auf eine besonders häufige Verwendung von Weisstannenzweigen vor.

Das zweithäufigste Zweigholz war die Mistel. Alle anderen Zweigtaxa erreichen die 10%-Marke nicht (Abb. 367).

Die Bestimmung des Holzes lässt oft nur Gattungsbezeichnungen zu, wie zum Beispiel Weide (*Salix spec.*), Eiche (*Quercus spec.*) oder Pappel (*Populus spec.*), die alle in der Schweiz mit mehreren Arten vertreten sind. Von den Pappeln zum Beispiel sind Schwarzpappel (*P. nigra*), Silberpappel (*P. alba*) und Zitterpappel (*P. tremula*) einheimisch. Diese drei Arten können anhand des Holzes nicht unterschieden werden, wohl aber anhand der Knospen. Da in Arbon Bleiche 3 ausnahmslos Zitterpappelknospen gefunden wurden (Abb. 367), dürfen wir annehmen, dass die als Pappel bestimmten Zweige ebenfalls von der Zitterpappel stammen.



Abb. 368: Links die geschlossenen Knospen des Haselstrauchs (*Corylus avellana*), rechts die offenen Knospen des Faulbaums (*Frangula alnus*). Auf Karos von 4 mm Seitenlänge. Foto IPNA, Universität Basel, P. Zibulski.

Von allen häufigen Zweigarten ausser vom Faulbaum (*Frangula alnus*) wurden auch Knospen gefunden. Der Faulbaum hat sogenannte offene Knospen, d.h. er bildet keine Knospenschuppen aus, welche die jungen Blattanlagen schützen (Abb. 368). Solche offenen Knospen haben kaum Chancen, lange Zeit im Sediment zu überdauern; es ist deshalb nicht erstaunlich, dass sie nicht gefunden wurden.

Durch die Untersuchung der Zweige und Knospen konnten pro Probe durchschnittlich 10,2 Taxa belegt werden. Allein durch die Zweige fanden sich durchschnittlich neun Taxa pro Probe, die Spanne reicht von drei bis 14 Zweigtaxa. Die Knospen traten in geringerer Vielfalt auf als die Zweige. Hier wurden im Mittel nur 3,7 Taxa pro Probe gefunden. Der mehrmals erreichte Maximalwert beträgt 8 Taxa pro Probe, es gab aber auch Proben gänzlich ohne Knospen.

III 8.3.2 Erhaltung der Zweige und Knospen

Die Zweige bzw. Zweigfragmente waren meist gut erhalten. Man darf natürlich nicht erwarten, dass sie noch in ähnlichem Zustand sind wie rezente Zweige, schliesslich haben sie die letzten 5000 Jahre in feuchter Umgebung verbracht. Diese Art der Lagerung hatte zur Folge, dass die Laubhölzer durch Aufquellen und beginnenden bakteriellen Abbau weich wurden. Sie unterscheiden sich dadurch von den kaum aufquellenden Tannenzweigen. Die relativ harten Tannenzweige wurden durch den Druck der 2 bis 3 m mächtigen Schichten über der Kulturschicht kaum zusammengepresst, während dies bei Laubhölzern viel häufiger der Fall war (Abb. 369). Obwohl also viele Laubhölzer gepresst und aufgequollen waren, blieben die für die Bestimmung notwendigen anatomischen Merkmale des Holzes in den meisten Fällen erhalten.

Ebenfalls für gute Erhaltung spricht, dass bei knapp einem Viertel der Zweige mindestens teilweise die Rinde erhalten war (Abb. 370). Auch diese Erhaltung ist von Taxon zu Taxon unterschiedlich, hängt jedoch offensichtlich nicht von der Härte des Holzes ab.

Die Erhaltung der Knospen war mehrheitlich gut, es gab aber auch einige, deren äussere Knospenschuppen fehlten und die deshalb nicht bestimmt werden konnten.

III 8.3.3 Durchmesser und Alter der Zweige

Beim vorliegenden Material handelt es sich eher um Zweiglein als um Zweige, sie sind ausschliesslich sehr dünn (Abb. 371). Der mittlere Durchmesser aller Zweige, immer ohne den Rindenanteil

		Anzahl Zweige	Anzahl flachge- drückte Zweige	%-Anteil flachge- drückte Zweige
Schwarzdorn	<i>Prunus cf. spinosa</i>	170	83	48,8
Hasel	<i>Corylus avellana</i>	324	129	39,8
Birke	<i>Betula spec.</i>	30	9	30,0
Ulme	<i>Ulmus spec.</i>	30	9	30,0
Erle	<i>Alnus spec.</i>	269	79	29,4
Zitterpappel	<i>Populus cf. tremula</i>	45	12	26,7
Ahorn	<i>Acer spec.</i>	28	7	25,0
Faulbaum	<i>Frangula alnus</i>	186	46	24,7
Weide	<i>Salix spec.</i>	445	92	20,7
Eiche	<i>Quercus spec.</i>	144	8	5,6
Rotbuche	<i>Fagus silvatica</i>	319	12	3,8
Mistel	<i>Viscum album</i>	510	15	2,9
Weisstanne	<i>Abies alba</i>	1170	4	0,3
alle Laubhölzer		2710	562	20,7
alle Nadelhölzer		1179	4	0,3

Abb. 369: Anzahl und %-Anteil der flachgedrückten Zweige. Es sind nur die häufigen Taxa einzeln angegeben. Reihenfolge nach Häufigkeit.

gemessen, beträgt 3,3 mm (Abb. 372). Zweige, die dicker als 1 cm sind, kommen nur sehr selten vor, nämlich 60mal unter den 3889 Zweigen. Am dicksten waren ein Hasel- und ein Erlenzweig mit je 21,5 mm Durchmesser. Die allermeisten Zweige waren jedoch nur 1 bis 5 Millimeter dick. Bei Zweiglein unter 1 mm Dicke handelte es sich fast ausschliesslich um Weisstanne, der Durchmesser der dünnsten Tannenzweiglein mass lediglich 0,2 mm. Der Anteil an Zweigen unter 2 mm Durchmesser betrug bei der Tanne 73%, bei allen anderen Taxa lag er unter 30% (Abb. 372).

Solch dünne Zweiglein erreichen im Normalfall kein besonders hohes Alter (Abb. 373). Die meisten Zweige waren 1 bis 5 Jahre alt, der Altersdurchschnitt aller Zweige liegt bei 4,1 Jahren. Über 10% der Zweige waren nur ein Jahr alt. Die drei ältesten Äste stammen von der Rotbuche (*Fagus silvatica*), sie weisen 34, 32 und 27 Jahre auf.

		Anzahl Zweige Total	Anzahl Zweige mit Rinde	% Zweige mit Rinde
Rotbuche	<i>Fagus silvatica</i>	319	178	55,8
Birke	<i>Betula spec.</i>	30	16	53,3
Mistel	<i>Viscum album</i>	510	211	41,4
Hasel	<i>Corylus avellana</i>	324	122	37,7
Erle	<i>Alnus spec.</i>	269	101	37,5
Ahorn	<i>Acer spec.</i>	28	9	32,1
Weide	<i>Salix spec.</i>	445	79	17,8
Eiche	<i>Quercus spec.</i>	144	23	16,0
Faulbaum	<i>Frangula alnus</i>	186	29	15,6
Weisstanne	<i>Abies alba</i>	1170	78	6,7
Zitterpappel	<i>Populus cf. tremula</i>	45	3	6,7
Schwarzdorn	<i>Prunus cf. spinosa</i>	170	7	4,1
Ulme	<i>Ulmus spec.</i>	30	0	0,0
alle Zweige		3889	929	23,9

Abb. 370: Anzahl und %-Anteil der Zweige mit Rinde. Es sind nur die häufigen Taxa einzeln angegeben. Reihenfolge nach Häufigkeit.

Es muss hier klar gesagt werden, dass es sich bei der Durchmesser- und Altersverteilung der Zweige nicht um das Ergebnis einer Vorauslese handelt. Grabungsleiter U. Leuzinger versicherte ausdrücklich, dass Zweige bis mindestens 3 cm Durchmesser vollständig in den Proben belassen wurden und nur dickere Bauhölzer entnommen worden sind. Das Probenmaterial repräsentiert somit die tatsächliche Zusammensetzung der Kulturschicht an Zweigen.

III 8.3.4 Jahreszeit des Zweigschnittes

Wenn ein Zweig berindet ist, kann man an der Vollständigkeit des letzten Jahrringes feststellen, ob der Zweig im Sommer oder im Winter abgeschnitten wurde. Auch ohne Rinde ist meines Erachtens eine solche Beurteilung möglich, wenn auf dem Querschnitt minde-

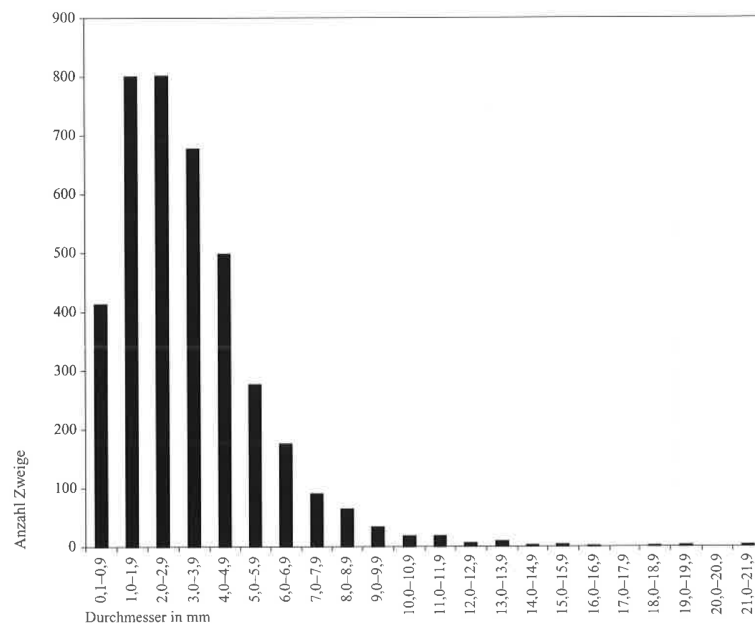
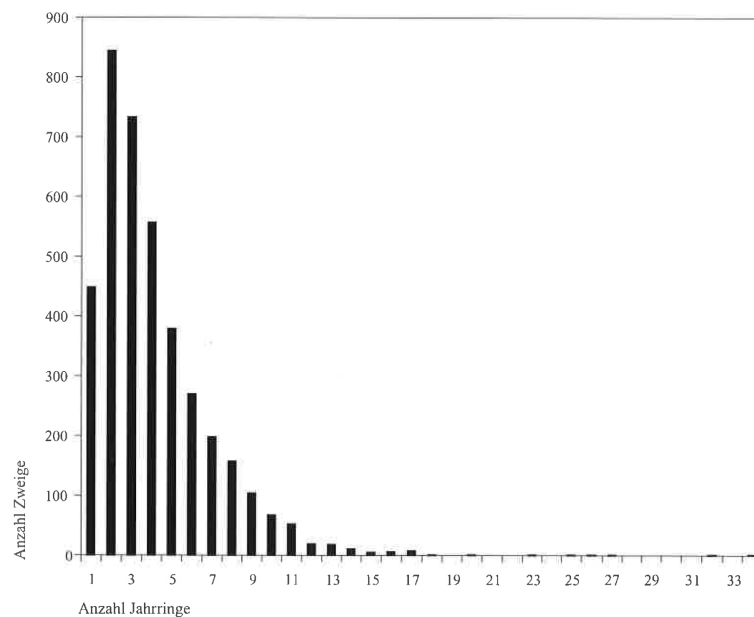


Abb. 371: Verteilung der Durchmesser aller 3889 Zweige.

Abb. 372: Zweigdurchmesser und %-Anteil an Zweigen mit D. unter 2 mm. Es sind nur die häufigen Taxa einzeln angegeben. StaAbw: Standardabweichung.

Taxon		Anzahl Zweige	mittlerer Durchmesser (mm)	StaAbw (mm)	% Zweige <2mm Durchm.
Weisstanne	<i>Abies alba</i>	1170	1,7	1,5	73
Rotbuche	<i>Fagus silvatica</i>	319	2,9	1,4	29
Birke	<i>Betula spec.</i>	30	3,8	2,1	27
Erle	<i>Alnus spec.</i>	269	4,2	2,5	14
Weide	<i>Salix spec.</i>	445	4,4	2,9	14
Hasel	<i>Corylus avellana</i>	324	4,0	2,5	12
Mistel	<i>Viscum album</i>	510	4,4	2,1	
Eiche	<i>Quercus spec.</i>	144	4,0	1,4	6
Faulbaum	<i>Frangula alnus</i>	186	3,7	1,4	5
Schwarzdorn	<i>Prunus cf. spinosa</i>	170	4,0	1,7	4
Ahorn	<i>Acer spec.</i>	28	4,2	1,8	
Zitterpappel	<i>Populus cf. tremula</i>	45	4,7	2,0	0
Ulme	<i>Ulmus spec.</i>	30	4,1	1,2	0
alle Zweige		3889	3,3	2,0	31

Abb. 373: Verteilung der Anzahl Jahrringe aller 3889 Zweige.



stens die Hälfte des letzten Jahrringes in derselben Zellreihe endet. Insgesamt konnte bei 1605 Zweigen die Jahreszeit des Schnittes festgestellt werden (Abb. 374). Davon entfallen etwa zwei Drittel auf Winterschnitt. In der Tat scheinen die meisten Zweigtaxa bevorzugt im Winter geerntet worden zu sein, mit nur zwei Ausnahmen: Faulbaum (*Frangula alnus*) und Weide (*Salix spec.*). Passend zur Bevorzugung des Winterschnittes wurden nur relativ wenige Blätter gefunden. Mit durchschnittlich 5,4 Laubbaum-Blattfragmenten pro Liter Sediment sind die Blätter aber dennoch mit Sicherheit untervertreten, wahrscheinlich aufgrund ihrer schlechten Erhaltungsfähigkeit; vor allem sind sie sehr zerbrechlich. Nur die etwas härteren Mistelblätter erreichen eine Konzentration von 8,2 Blättern pro Liter. Die Tannennadeln schliesslich sind mit 285,5 Nadelfragmenten pro Liter erwartungsgemäss reichlich vertreten, und dies, obwohl nur Nadelfragmente mit Spitze gezählt wurden (Kap. III 2.2.3). Hätte man sämtliche Tannennadelfragmente gezählt, wären Werte von weit über 1000 Fragmenten pro Liter erreicht worden.

Taxon		Anzahl Zweige	% Sommer- schnitt	% Winter- schnitt
Weisstanne	<i>Abies alba</i>	448	17,6	82,4
Eiche	<i>Quercus spec.</i>	84	19,0	81,0
Mistel	<i>Viscum album</i>	248	20,2	79,8
Rotbuche	<i>Fagus silvatica</i>	198	25,8	74,2
Schwarzdorn	<i>Prunus cf. spinosa</i>	33	33,3	66,7
Hasel	<i>Corylus avellana</i>	152	41,4	58,6
Erle	<i>Alnus spec.</i>	100	44,0	56,0
Faulbaum	<i>Frangula alnus</i>	66	65,1	34,9
Weide	<i>Salix spec.</i>	168	65,5	34,5
alle beurteilbaren Zweige		1605	31,5	68,5

Abb. 374: %-Anteile von Sommer- und Winterschnitt. Es sind nur die häufigsten Taxa einzeln angegeben.

III 8.3.5 Fragmentierung der Zweige

Wie aus Abb. 365 ersichtlich ist, waren alle Zweigstücke mehr oder weniger kurz. Die grosse Mehrzahl der Zweige war weniger als 10 cm lang. Die Länge der Zweigstücke wurde nicht gemessen, da die Zweige zu einem unbekannten Zeitpunkt irgendwann in den letzten 5370 Jahren zu ihrer heutigen Länge gekommen sind. Dem Problem der Fragmentierung muss aber durchaus Beachtung geschenkt werden. Zweige sind leider keine eindeutig zählbaren Einheiten wie etwa Knospen oder Samen. Da jedes gefundene Zweigfragment gleichmässig zur Gesamtzahl der Funde beiträgt, würden die Fundzahlen durch eine Fragmentierung der Zweige unzulässig in die Höhe getrieben. Wie kann man diesem Problem begegnen?

Schweingruber (1976, 45–46) schlug ein einfaches Verfahren vor, mit dem sichtbar gemacht werden kann, ob die Zweige einzelner Holzarten stärker zerbrochen sind als andere und so die Gesamtzahlen verfälscht werden. Für diese Überprüfung reiht man die einzelnen Taxa sowohl nach Stetigkeit als auch nach Anzahl Funde auf und vergleicht die Übereinstimmung dieser beiden Reihenfolgen (Abb. 375). Kleine Abweichungen in der Übereinstimmung sind nicht von Bedeutung, aber grössere Abweichungen weisen darauf hin, dass eventuell ein Fragmentierungsproblem vorliegt. In unserem Fall ist die Übereinstimmung bei allen Taxa ausser bei der Ulme (*Ulmus spec.*) gut. Nur bei der Ulme besteht also nach Schweingruber (1976) der Verdacht, dass unter den untersuchten Zweigen derselbe Ast mehrfach vorkommt.

Das gezeigte Verfahren geht implizit von der Annahme aus, dass die gefundenen Holzarten ursprünglich gleichmässig über die untersuchte Fläche verteilt waren, wie z.B. die Holzkohlen unterschiedlicher Herkunft auf einem Köhlerplatz. Wenn alle Taxa, egal ob selten oder häufig gefunden, gleichmässig über die Fläche verteilt wären, müsste die Reihenfolge von Stetigkeit und Fundanzahl übereinstimmen, denn ein häufiges Taxon würde in allen Proben mit hoher Anzahl auftauchen und ein seltenes Taxon in wenigen Proben mit geringer Anzahl. In Siedlungsschichten darf die gleichmässige Verteilung der einzelnen Taxa aber nicht unbedingt vorausgesetzt werden. Lokale Häufungen von bestimmten Taxa sind hier durchaus denkbar und sogar zu erwarten. Deshalb scheint es eher fraglich, ob die Methode auch auf Siedlungsschichten anwendbar ist, obwohl Schweingruber (1976, 45–46) das tut. Aber selbst wenn sie anwendbar wäre, würde es bei der Frage, ob eine Unregelmässigkeit auf das Zerbrechen von Zweigen oder auf eine tatsächliche Anhäufung von Zweigen eines Taxon in der Siedlungsfläche zurückzuführen ist, nicht weiter helfen. Auch ist das Verfahren nicht in der Lage, Unregelmässigkeiten, seien sie nun aufgrund von Fragmentierung oder von tatsächlicher Anhäufung entstanden, zuverlässig anzuzeigen. Zum Beispiel versagt die Methode, wenn ein Taxon in vielen Proben vorkommt, also eine hohe Stetigkeit aufweist, aber nur in einzelnen Proben in sehr grosser Anzahl auftritt, so dass eine hohe Gesamtanzahl resultiert. Ein weiterer denkbarer Fall, in dem das Verfahren kein zuverlässiges Ergebnis liefert, tritt ein, wenn viele Taxa fragmentiert vorliegen, so dass die Fundzahlen vieler Taxa künstlich erhöht erscheinen.

Es bleibt also die Frage: wie soll man dem Problem der Fragmentierung begegnen? Wenn wir uns die vorliegenden Zweige ansehen, so sagt uns der gesunde Menschenverstand, dass sie ganz sicher fragmentiert sind und dass sie vermutlich nicht als solch kurze Stückchen in der Siedlung angefallen sind oder Verwendung gefunden haben. Während der mikroskopischen Untersuchung der Zweige fiel bei der Betrachtung der Querschnitte manchmal auf, dass bei zwei oder mehreren Zweiglein desselben Taxons Alter, Zustand des letzten Jahrrings, Breite der Jahrringe und bestimmte Auffälligkeiten wie z.B. ein Riss oder eine Schwarzverfärbung völlig übereinstimmen. Solche Zweigfragmente wurden zwar

	Stetigkeit		Anzahl Zweige
Weisstanne	65	————	1170 Weisstanne
Mistel	56	————	510 Mistel
Weide	56	————	445 Weide
Hasel	53	————	323 Hasel
Erle	53	————	318 Rotbuche
Rotbuche	53	————	269 Erle
Faulbaum	43	————	185 Faulbaum
Schwarzdorn	41	————	170 Schwarzdorn
Eiche	39	————	144 Eiche
Zitterpappel	23	————	45 Zitterpappel
Ahorn	16	————	30 Birke
Birke	14	————	30 Ulme
Waldrebe	12	————	28 Ahorn
Heckenkirsche	12	————	22 Waldrebe
Schneeball	10	————	17 Schneeball
Ulme	9	————	16 Heckenkirsche
Roter Hartriegel	8	————	11 Roter Hartriegel
Kernobstgewächse	5	————	10 Kernobstgewächse
Esche	4	————	8 Esche
Rose/Brombeere/Himbeere	3	————	5 Rose/Brombeere/Himbeere
Wacholder	3	————	4 Wacholder
Fichte	3	————	3 Fichte
Linde	2	————	3 Linde
Efeu	2	————	2 Efeu
Liguster	1	————	1 Liguster
Föhre	1	————	1 Föhre
wohl Traubenkirsche	1	————	1 wohl Traubenkirsche
wohl Holunder	1	————	1 wohl Holunder
Eibe	1	————	1 Eibe
Rebe	1	————	1 Rebe

Abb. 375: Vergleich von Stetigkeit und Anzahl aller Taxa in den 65 Proben. Die Stetigkeit (in %) gibt an, in wie vielen Proben das betreffende Taxon vorkommt. Lateinische Pflanzennamen Abb. 367.

einzelnen gezählt, aber als «zum selben Zweig gehörend» notiert. Eine Zusammenstellung dieser zerbrochenen Zweige ergab die interessante Feststellung, dass die Hälfte aller Taxa vertreten waren (Abb. 376). Bei seltenen Taxa wie Schneeball, Ulme und Waldrebe ergeben auch schon wenige zerbrochene Zweige einen sehr grossen «künstlichen Zuwachs» der Gesamtzahl, d.h. sie sind übervertreten. Z.B. sind unter den 17 gezählten Schneeballzweigen 7, die zu den zerbrochenen gehören und eigentlich nur 2 verschiedene Zweige belegen. Es sind also tatsächlich nur (höchstens) 12 Zweige belegt. Durch das Zerbrechen sehen diese 12 Zweige aus wie 17, das ergibt einen «künstlichen Zuwachs» von 42%. Bei häufiger gefundenen

Abb. 376: Anzahl zerbrochener Zweige und der sich daraus ergebende «künstliche Zuwachs». Weitere Erläuterungen im Text.

Taxon		Anzahl Zweige	Anzahl zerbrochener Zweige	Anzahl Bruchstücke der zerbrochenen Zweige	künstlicher Zuwachs
Erle	<i>Alnus spec.</i>	269	8	26	+7%
Birke	<i>Betula spec.</i>	30	2	4	+7%
Hasel	<i>Corylus avellana</i>	324	12	24	+4%
Waldrebe	<i>Clematis vitalba</i>	22	3	7	+22%
Rotbuche	<i>Fagus silvatica</i>	319	5	11	+2%
Faulbaum	<i>Frangula alnus</i>	186	11	25	+8%
Esche	<i>Fraxinus excelsior</i>	8	1	2	+11%
Heckenkirsche	<i>Lonicera spec.</i>	16	1	2	+7%
Kernobstgewächse	<i>Maloideae</i>	10	1	2	+10%
Schwarzdorn	<i>Prunus cf. spinosa</i>	170	1	2	+1%
Eiche	<i>Quercus spec.</i>	144	5	11	+4%
Weide	<i>Salix spec.</i>	445	10	27	+4%
Ulme	<i>Ulmus spec.</i>	30	2	10	+36%
Schneeball	<i>Viburnum spec.</i>	17	2	7	+42%

Taxa fällt der «künstliche Zuwachs» entsprechend viel weniger ins Gewicht. Auf Abb. 376 nicht vertreten sind die zwei häufigsten Taxa, Weissanne und Mistel. Ausgerechnet diese beiden Arten haben jeweils sehr gleichförmige Querschnitte, so dass es nicht möglich war, zerbrochene Zweige zu erkennen, obwohl diese zweifellos vorhanden waren.

Bei den meisten als zerbrochen erkannten Zweigen handelt es sich um zwei oder drei zum selben Ast gehörende Fragmente. Viermal wurden jedoch auch mehrere zusammengehörende Stücke gefunden: ein Schneeballzweig bestand aus fünf Teilen, ein Weidenzweig aus sieben. In einer Probe wurden ein achteitler Ulmenzweig und ein neunteitler Erlenzweig gefunden. Diese Beobachtungen stützen die oben geäusserte Ansicht, dass es sich beim Untersuchungsmaterial um ursprünglich längere, zerbrochene Zweige handelt. Auf eine Anpassung der in Abb. 367 genannten Zahlen wurde aber verzichtet, weil die Korrekturen zwangsläufig unvollständig und ungenau wären.

III 8.3.6 Hausspezifische Verteilung einzelner Taxa

Während die Tannenzweiglein über die ganze untersuchte Fläche etwa gleichmässig verteilt sind, lassen sich bei anderen Taxa lokale Häufungen beobachten. Um diese besser sichtbar zu machen, wurden bei den folgenden Berechnungen die Laubhölzer jeder Probe gleich 100% gesetzt und die dominierende Tanne für einmal ausser acht gelassen. Es wurden ausserdem nur diejenigen 49 Proben in die Berechnungen einbezogen, die mindestens 25 Laubholzweige enthielten.

Sehr auffällig ist die Mistel, die gehäuft in der Südhälfte der Grabungsfläche und hier wiederum vor allem in Haus 3 vorkam (Abb. 377). Weidenzweige fanden sich vor allem in Haus 15 und 17 (Abb. 378), und Erlenzweige häuften sich um den Bereich des «Pferchs» zwischen Haus 3 und 15 (Abb. 379). Als letzte Art mit auffälliger Verteilung ist der Schwarzdorn zu nennen, der vor allem in und um Haus 20 und in Haus 24 in grösseren Mengen gefunden wurde (Abb. 380).

Die genannten Sträucher sind höchstwahrscheinlich nicht auf dem Siedlungsplatz gewachsen. Da der See sich in nächster Nähe befand, war der Boden der Strandplatte sicher dauerfeucht und daher ungeeignet für grössere Holzpflanzen. Die gefundenen Häufungen einzelner Taxa sind viel eher das Ergebnis menschlicher Aktivitäten.

III 8.4 Diskussion

Die gleichförmige Dicke der Zweige lässt darauf schliessen, dass die Bewohner und Bewohnerinnen der Siedlung sie im Hinblick auf dieses Merkmal sorgfältig ausgewählt haben. Hierfür sind nun zwei Möglichkeiten denkbar: Zu bestimmten Zwecken wurden in der Siedlung extra dünne Zweiglein verwendet, oder sie sind die unbrauchbaren Überreste von bestimmten Artefakten aus dickeren

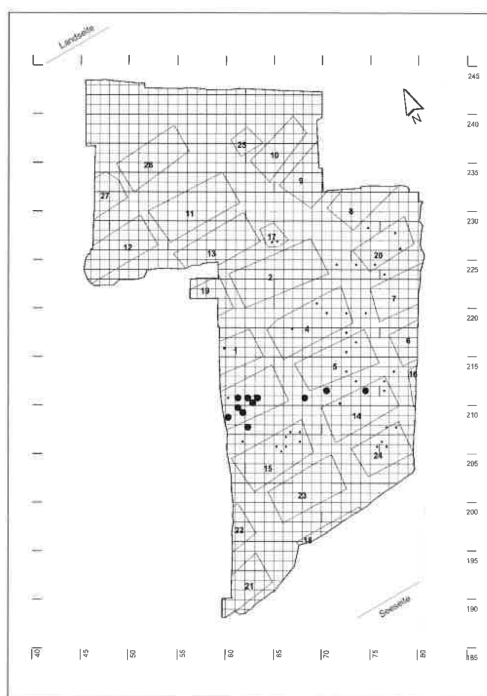


Abb. 377: Proben mit überdurchschnittlich vielen Mistelzweigen (*Viscum album*). Im Plan sind alle Proben eingetragen, die mindestens 25 Laubholzweige enthielten. Grosse Punkte: Proben mit über 30% Mistelzweigen unter den Laubholzweigen (Mittelwert Mistel = 27,4%). Mst. 1: 600.

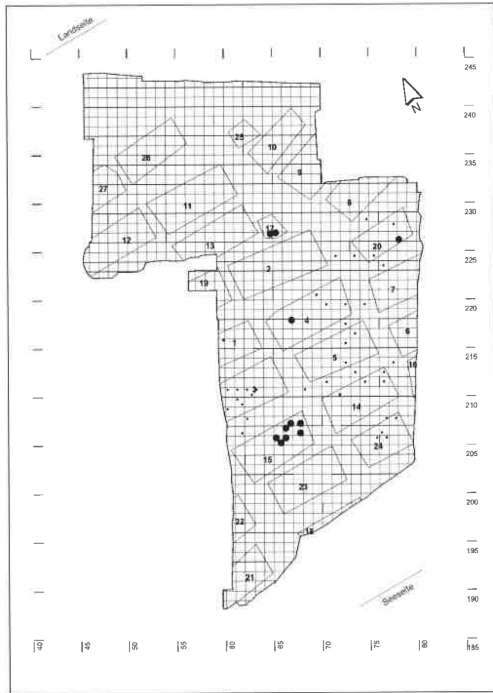


Abb. 378: Proben mit überdurchschnittlich vielen Weidenzweigen (*Salix* spec.). Im Plan sind alle Proben eingetragen, die mindestens 25 Laubholzweige enthielten. Grosse Punkte: Proben mit über 20% Weidenzweigen unter den Laubholzweigen (Mittelwert Weide = 16,4%). Mst. 1: 600.

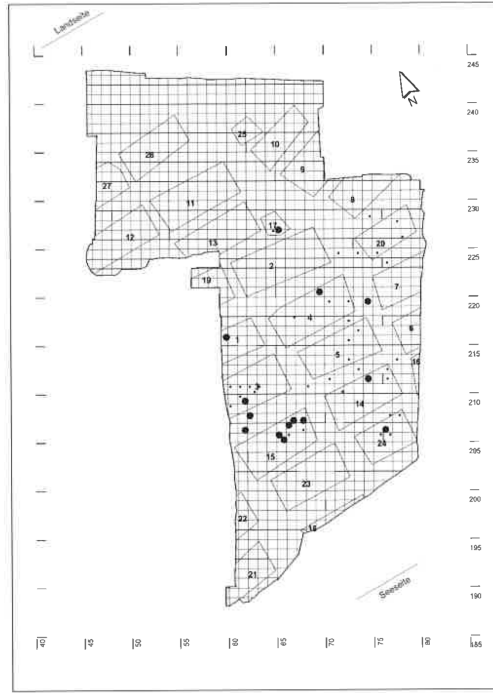


Abb. 379: Proben mit überdurchschnittlich vielen Erlenzweigen (*Alnus* spec.). Im Plan sind alle Proben eingetragen, die mindestens 25 Laubholzweige enthielten. Grosse Punkte: Proben mit über 12% Erlenzweigen unter den Laubholzweigen (Mittelwert Erle = 9,0%). Mst. 1: 600.

Zweigteilen, die in der Siedlung hergestellt wurden. Vor allem im zweiten Fall würde man erwarten, dass dann die dickeren Zweigteile bzw. die aus ihnen gefertigten Artefakte ebenfalls im Fundmaterial vorhanden wären. Dies ist aber erstaunlicherweise nicht der Fall, vielmehr ist bei Zweigen mit Durchmessern zwischen etwa 1 und 3 cm eine Fundlücke festzustellen (Leuzinger 2000, 89 [Abb. 111] und 105 [Abb. 138]). Vor allem unter den liegenden Rundhölzern hätten 1 bis 3 cm dicke Äste gefunden werden müssen, wenn diese in der Siedlung vorhanden gewesen wären. Sie sind aber verschwindend selten im Vergleich zu den weniger als 1 cm dicken Zweigen und den über 3 bis 4 cm dicken Ästen. Dasselbe Phänomen wurde auch schon in anderen neolithischen Feuchtbodenfundstellen beobachtet: nach mündlicher Bestätigung von U. Maier am Bodensee in Hornstaad (D) Hörnle IA (Maier 2001, 163) und am Federsee in Ödenahen (D) Riedwiesen am Federsee (Maier 1995, 195), ausserdem am Pfäffikersee in Pfäffikon ZH Burg (in Bearbeitung durch P. Zibulski). Es scheint sich in Arbon Bleiche 3 also nicht um eine singuläre Erscheinung zu handeln. Natürlich wüsste man nun gerne, wohin die 1 bis 3 cm dicken Zweige verschwunden sind, ob und wofür sie verwendet wurden, aber da es praktisch keine Artefakte aus dieser Zweigkategorie gibt, lässt sich zum jetzigen Zeitpunkt darüber nur spekulieren. Jedenfalls spricht ihr Nichtvorhandensein dafür, dass die aufgefundenen dünnen Zweiglein nicht zufällig in der Siedlung vorkamen. Wie eingangs schon erwähnt, sind Zweige in der Natur im Übermass vorhanden und vielseitig verwendbar, etwa als Tierfutter, als Brennholz, als Isolationsmaterial oder zur Herstellung von Artefakten. Diese Verwendungsmöglichkeiten sol-

len nun im Hinblick auf das vorliegende Material besprochen werden.

III 8.4.1 Tierfutter

Die Haustierhaltung bringt es mit sich, dass die Tiere im Winter mindestens zeitweise gefüttert werden müssen. Dies betrifft vor allem die Wiederkäuer Rinder, Schafe und Ziegen. Während sich letztere wohl nur bei hohem Schnee nicht mehr selbst ihre Nahrung suchen können, gelten Rinder als anspruchsvoller. Sie brauchen besseres Futter, um den Winter zu überleben, und sind weniger gut in der Lage, sich selber zu versorgen. Aus prähistorischer Zeit ist bekannt, dass in der Viehhaltung Zweig- und eventuell auch Laubfütterung praktiziert wurde (Haas und Rasmussen 1993; weitere Zitate zu diesem Thema in Kap. III 9.1 und 10.1). Die Untersuchung der Makroreste in Schaf-/Ziegenkot und Rinderdung geben am verlässlichsten Auskunft darüber, wovon sich die Tiere ernährt haben. Der leicht identifizierbare Schaf-/Ziegenkot wurde schon aus verschiedenen neolithischen Siedlungsplätzen untersucht (z.B. Akeret und Jacomet 1997; Rasmussen 1993), Rinderdung hingegen nur sehr selten (dazu Kap. III 9). Im Fundmaterial von Arbon Bleiche 3 wurden sowohl Schaf-/Ziegenkot als auch «Kuhfladen» gefunden und untersucht (Akeret et al. 1999; Akeret und Rentzel 2001; Kap. III 9 und 10). Die Untersuchungen ergaben klar, dass sich die Tiere nur im Winter in der Siedlung aufhielten, Hinweise auf sommerliche Anwesenheit fehlen völlig (Kap. III 9.4.3 und 10.3). Die Kotmatrix

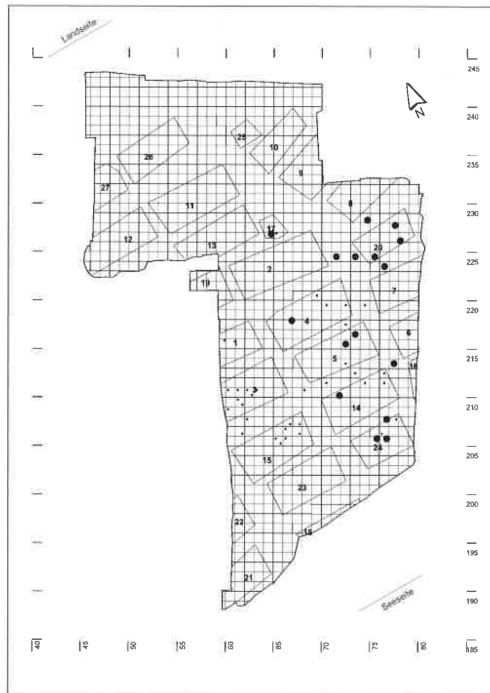


Abb. 380: Proben mit überdurchschnittlich vielen Schwarzdornzweigen (*Prunus spinosa*). Im Plan sind alle Proben eingetragen, die mindestens 25 Laubholzweige enthielten. Grosse Punkte: Proben mit über 7,5% Schwarzdornzweigen unter den Laubholzweigen (Mittelwert Schwarzdorn = 5,6%). Mst. 1: 600.

besteht sowohl beim Schaf-/Ziegenkot als auch bei den potentiellen Rinderdungstücken zu einem guten Teil aus fein zerkauten Holzsplittern. Daneben wurden verschiedene Futtertypen gefunden (Kap. III 9.4.4 und 10.3). Demnach weideten die Tiere einerseits selbständig in der Umgebung der Siedlung, andererseits hat man sie gefüttert. Beim Zusatzfutter kann zwischen zwei Typen unterschieden werden: im Sommerhalbjahr geerntetes Futter (z.B. Laub, Kulturpflanzen) und im Winter bzw. zeitigen Frühjahr geerntetes Futter (z.B. Tannenreisig, Mistel, Efeu, kätzchentragende Gehölze). Die Zusammensetzung des potentiellen Rinderdungs unterscheidet sich von derjenigen des Schaf-/Ziegenkotes vor allem dadurch, dass neben regelmässiger vertretenen Resten von Kulturpflanzen (Getreide, Lein, Mohn) auch eine wesentlich reichhaltigere Palette an krautigen Pflanzen vorkommt – deutliche Hinweise, dass auf die Fütterung der wertvollen Rinder mehr Sorgfalt verwendet wurde als bei Schafen und Ziegen.

Identifizierbare Holzfragmente im Dung erwiesen sich fast immer als Tannenholz (Akeret und Rentzel 2001, 695). Dies zeigt, dass die Tiere, wenn sie nicht selber im Wald weiden konnten, sehr oft mit Tannenästen gefüttert wurden. Dazu passt das sehr regelmässige Vorkommen von Tannennadelstücken im Dung (Kap. III 9.3.3), daneben kam auch Laubfütterung vor (Kap. III 9.4.3 und 9.4.4). Die Tanne ist in Arbon Bleiche 3 das häufigste Bauholz, an Ästen war daher sicher kein Mangel. Es stellt sich nun die Frage, ob das oben ausführlich beschriebene Zweigmaterial aus den Sedimentproben als Tierfutter, wie es im Kot gefunden wurde, interpretiert werden kann.

Prinzipiell sind alle gefundenen Zweige (Abb. 367) als Tierfutter geeignet (wenn auch nicht alle als Dauerfutter, man denke etwa an die toxischen Inhaltsstoffe der Mistel, dazu Kap. III 9.4.6). Im Tierkot von Arbon Bleiche 3 wurden sehr regelmässig Reste der Tanne gefunden, sowohl als Holzsplitter als auch als Nadeln, die in allen Untersuchungen der häufigste Rest waren (Kap. III 9.3.3; Akeret und Rentzel 2001; Akeret et al. 1999). Wenn die feinen Tannenzweige (Kap. III 8.3.3 und Abb. 372) als Futter vorgesehen gewesen wären und die Tiere hauptsächlich solche Zweiglein gefressen hätten, dürfte man erwarten, dass kurze Zweigfragmente im Dung zu finden sind. Laut Poppi et al. (1985, 10) enthält Rinderdung hauptsächlich sehr feines Material, daneben aber auch einen kleinen Prozentsatz an Teilen, die 1 bis 2 mm gross sind. Im Tierkot von Arbon Bleiche 3 wurden zwar viele Holzsplitter gefunden, aber keine Zweigfragmente (mündliche Mitteilung M. Kühn). Auch der Dünnschliff eines Rinderdungfladens (Akeret und Rentzel 2001) enthielt keine sicher als dünne Zweiglein identifizierbaren Teile, aber viel zersplittertes Tannenholz. Es gibt also keine Hinweise darauf, dass den Rindern von Arbon Bleiche 3 im Winter nur die feinsten Tannenzweigspitzen vorgelegt worden wären. Dies wäre auch eine recht luxuriöse Kost, wenn man bedenkt, dass ein Rind pro Tag ca. 5 kg Futter benötigt und in Arbon Bleiche 3 vermutlich mindestens ein Rind pro Haus überwintert wurde (Kap. III 3.6.2 und 3.7: geschätzte Rinderherdengrösse 38 bis 75 Tiere im ausgegrabenen Teil der Siedlung). Zudem ist aus Fütterungsexperimenten bekannt, dass Rinder Äste mit Durchmesser bis 2,5 cm vertilgen (Favre und Jacomet 1998, 173), und angesichts der vielen Holzsplitter im Kot ist klar, dass die Rinder nicht nur dünne Zweige gefressen haben können. Wenn sie aber auch dickere Zweige gefressen haben, müssten diese im aufgefundenen Zweigmaterial in angemessener Menge nachweisbar sein, denn es bleibt immer ein Rest ungefressen übrig. Abb. 372 zeigt, dass die dünnen Zweige bei der Tanne im Vergleich zu den anderen Taxa weit überproportional vertreten sind. Man muss also davon ausgehen, dass die Tanne zwar als Tierfutter genutzt wurde, aber mindestens ein grosser Teil der Zweige aus den Sedimentproben für andere Verwendungen vorgesehen war.

Wie steht es mit Hinweisen auf Laubfütterung? Zunächst ist unbestritten, dass sowohl die Rinder als auch die Schafe und Ziegen Laub gefressen haben, da regelmässige Laubblattfragmente im Kot nachgewiesen sind (Kap. III 9.3.3 und 9.4.4). Um Laubheu zu gewinnen, muss man die Zweige im Sommer in voll belaubtem Zustand schneiden und trocknen lassen (Abb. 381 und Abb. 382). In Arbon Bleiche 3 wurden etwa ein Drittel der gefundenen Zweige im Sommer geschnitten (Abb. 374). Als bevorzugtes Futterlaub gelten die Blätter von Esche, Ulme und Linde, es können aber auch viele andere Arten verfüttert werden. Im Fundmaterial von Arbon Bleiche 3 fällt auf, dass die Esche unter den Zweigen fast vollständig fehlt (Abb. 367), obwohl sie das zweithäufigste Bauholz ist (Leuzinger 2000, 88) und sicher in Siedlungsnähe verfügbar war. Zweifellos sind aber auch die Blätter von Hasel, Erle und Weide, deren Zweige im Fundmaterial häufig vorkommen und die überdurchschnittlich häufig im Sommerhalbjahr geschnitten wurden, als Tierfutter gut geeignet. In den Tierkotproben waren leider viele Blattfragmente nicht näher identifizierbar; sicher belegt werden konnten – neben den allgegenwärtigen Misteln – nur Erle und Eiche (Kap. III 9.3.3). Leider wurden auch keinerlei identifizierbare Teile von Laubholz im Tierkot festgestellt. Die Laubholzäste sind ja sehr dünn (Abb. 372), aber, wie neolithische Beispiele andernorts belegen, ist es nicht abwegig, sie als Futterlaub anzusprechen: Im pfynzeitlichen Thayngen SH Weier wurden vergleichbar dünne Laubholzweiglein, darunter dominant Esche und Linde, zusammen mit vielen Blattfragmenten in einer als Viehstandplatz mit Dungsschicht interpretierten Struktur gefunden (Rasmussen 1989b, 55–56; diese Inter-



Abb. 381: Laubheugewinnung. Die Bäume werden mehr oder weniger kahl geschlagen (a, b) und das Erntegut anschliessend nach Hause transportiert (c). Deutlich erkennbar ist, dass nicht nur die dünnen Zweige geerntet werden. Foto a) Östliche Türkei, zwischen Malatya und Karaman. Bei den Bäumen handelt es sich um Eichen (*Quercus brantii*). Sept. 2001. Foto Ch. Herking, DAI, Berlin. b) Massif Central (F), Eschen (1986). c) Ried im Lötschental (VS; 1991). Fotos IPNA, Universität Basel, S. Jacomet.

pretation wird allerdings von Ebersbach [2002, 42–44] heftig bestritten). Am Federsee konnte Maier (2004, 36, 51, 65) in drei Goldberg III-datierten Moorsiedlungen (Seekirch [D] Stockwiesen: 3030–2890 v. Chr., Alleshausen [D] Grundwiesen, Seekirch [D] Achwiesen: ca. 2900–2600 v. Chr.) dünne belaubte Zweiglein, meist Esche, nachweisen, die sogar Hinweise auf Schneitelwirtschaft lieferten. Sie stellte dabei fest, dass immer sowohl sommers als auch winters geerntete Zweige zusammen gefunden wurden. In

allen hier zitierten Fällen wurde aufgrund der Fundumstände vermutet, dass die dünnen Zweiglein Tierfutter darstellen. In Horgen ZH Scheller (Favre und Jacomet 1998) hingegen war es gerade umgekehrt das Fehlen der dünnen Zweige, das die Autoren vermuten liess, es handle sich um Tierfutter: gefunden wurden mehrere Laubholz-Astansammlungen, in denen die Durchmesser-kategorie 0–1 cm fast vollständig fehlte. In einem normalen Asthaufen hätte diese Kategorie aber in angemessenem Anteil vorkommen müssen,



Abb. 382: Laubheugewinnung 1991 im Lötschental. Eschenschösslinge werden gekappt (a), in einem zweiten Arbeitsschritt werden die blatttragenden Zweigteile von den dickeren Ästen geschnitten (b). Nur das dünne Schnittgut wird nach Hause transportiert. Foto IPNA, Universität Basel, S. Jacomet.

deshalb nahmen Favre und Jacomet (1998, 173) an, es handle sich um dem Vieh vorgelegtes Futter, von dem die Tiere das für sie Akzeptable abgeweidet hätten.

Neben der Laubheufütterung wurde traditionellerweise vor allem im frühen Frühling, wenn etwa das Laubheu zur Neige ging, die Astfütterung mit kätzchentragenden Zweigen praktiziert. Als Arten kommen hier Hasel, Erle, Weide, Pappel und Birke in Frage, und von Hasel und Erle wurden ja auch reichlich Pollen in den Tierkotproben von Arbon Bleiche 3 nachgewiesen (Kap. III 9.3.4 und 10.3.1; Akeret et al. 1999, 179). Da auch im Winter geerntete Zweige und Knospen dieser Taxa gefunden wurden, ist es denkbar, dass zumindest ein Teil der in der Siedlung gefundenen Laubholzäste als (belaubtes oder unbelaubtes) Tierfutter gesammelt und eingebracht wurde. Das fast völlige Fehlen der beliebtesten und wertvollsten Laubfütterarten Esche und Ulme (Brockmann-Jerosch 1918, 17) spricht allerdings nicht dafür, dass ein grosser Teil der vorliegenden Zweige als Tierfutter gesammelt wurde; im Gegenteil ist die in Arbon Bleiche 3 vorliegende Artenzusammensetzung für Laubfutter zwar möglich, aber doch eher unüblich. Mit Sicherheit kann einzig gesagt werden, dass die winters geschnittenen Weidenzweige, von denen auch sehr viele Knospen vorliegen (Abb. 367), nicht der Astfütterung dienten, denn im Kot wurden nur verschwindend wenig Weidenpollen gefunden.

Kurz zusammengefasst scheint es sich bei den Zweigen aus den Kulturschichtproben höchstens zu einem kleinen Teil um Tierfutter zu handeln. Da das Vieh aber mit Sicherheit sowohl Laub und Zweige frass als auch mindestens zeitweise in der Siedlung anwesend war, stellt sich die Frage, wo denn das Futter aufbewahrt wurde. Zwei Antworten sind hier denkbar: entweder wurde es mit den untersuchten Proben nicht erfasst, obwohl es in der Siedlung vorhanden war, oder es war nicht in der Siedlung gelagert, und die Tiere wurden ausserhalb verköstigt.

III 8.4.2 Brennholz

Dünne Zweiglein wie die in Arbon Bleiche 3 gefundenen können als Reisig beim Anfeuern dienen. Man fragt sich dann allerdings sofort, ob es zu diesem Zweck nötig ist, eine solch sorgfältige Auswahl der allerdünnsten Zweige zu treffen. Ausserdem wären die nächst dickeren Astkategorien ungefähr gleich häufig wie die feinsten Astkategorie im Fundgut zu erwarten, wenn es sich um Anfeuerholz bzw. Brennholz handeln würde. Dies ist aber wie erwähnt nicht der Fall. Den besten Nachweis für Feuerholz bietet zweifellos die Untersuchung der Holzkohlen. In Arbon Bleiche 3 wurden sie aus finanziellen Gründen im Rahmen des hier vorgestellten Projektes nicht bestimmt¹⁴⁵, aber z.B. aus den neolithischen Siedlungen Chalain und Clairvaux (u.a. horgenzeitliche Siedlungen, französischer Jura) liegen detaillierte Untersuchungen des Brennholzes vor (Dufraisse 2002): Typischerweise wies das Brennholz Durchmesser von 1,5 bis 15 cm auf, dünneres wurde kaum gefunden. Eichen-, Eschen- und Rotbuchenholz wurde stark bevorzugt. Möglicherweise könnte man die in Arbon Bleiche 3 fehlenden Äste mit 1 bis 3 cm Durchmesser durch eine Untersuchung der Holzkohlen als kleinen Teil des Brennholzes wiederfinden.

III 8.4.3 Isolation

Die Häuser der Siedlung Arbon Bleiche 3 waren vom Boden abgehoben, wie sich aus vielerlei Indizien ablesen lässt (Leuzinger 2000, 166–169). Die einzigen ebenerdigen Strukturen waren zwei sogenannte «Pferche», die zu den sehr früh erbauten Häusern 2 und 3 gehören (Leuzinger 2000, 123–126). Einer dieser «Pferche», der-

jenige, der sich südöstlich an Haus 3 anschliesst und später nach seiner Aufgabe teilweise von Haus 15 überbaut wurde, liegt in dem Bereich, aus dem die hier untersuchten Proben stammen. Er besteht aus einer Lage von Zweigen mit 1 bis 2 cm Durchmesser, über die eine Lage parallel ausgerichteter Stangen von 3 bis 5 cm Durchmesser gelegt wurde. Einige der Stangenhölzer wurden durch E. Rigert, A. Widmann und W. H. Schoch bestimmt. Es fanden sich zehn verschiedene Taxa, unter denen die Erle zahlenmässig klar dominierte (Leuzinger 2000, 123). Die Funktion der «Pferch»-Konstruktion ist unklar, sie bildet jedoch sicher einen festen, vor Feuchtigkeit einigermaßen geschützten Boden. Dieser «Pferch» lieferte in Arbon Bleiche 3 den einzigen direkten Beleg für Zweigmaterial als Isolationsschicht. Leider wurden bisher keine Proben direkt aus dem «Pferch»-Bereich archäobotanisch bearbeitet, aber einige liegen doch mindestens in nächster Nähe darum herum. In diesen Proben ist der Anteil an Erlenzweigen deutlich erhöht (Abb. 379), und die Erlenäste der «Pferch»-Umgebung sind gesamthaft signifikant dicker als die Erlenäste der übrigen Proben. Auch finden sich in der «Pferch»-Umgebung auffällig viele relativ dicke Zweige verschiedener Taxa: insgesamt wurden unter den 3889 Zweigen 60 Äste mit Durchmessern über 1 cm gefunden (Kap. III 8.3.3), davon stammen 30 aus Haus 15 und zehn aus Haus 3. Da die «Pferch»-Struktur zu den frühesten Gebäuden gehört und relativ schnell wieder aufgegeben wurde, fassen wir hier wohl das Ergebnis der Zerstreuung des verbauten «Pferch»-Materials in die Umgebung im Laufe des Siedlungsalltags. Für diese Hypothese spricht auch die oben erwähnte Tatsache, dass die Erlenäste der «Pferch»-Umgebung signifikant dicker sind als die Erlenäste der übrigen Proben. Daraus kann man schliessen, dass das Erlenzweigmaterial, das für die «Pferch»-Struktur verwendet wurde, weniger sorgfältig ausgewählt wurde als die übrigen Erlenzweige. Diese Annahme erfährt weitere Bestätigung durch die Beobachtung, dass nicht nur, wie erwähnt, 40 der 60 Äste mit Durchmesser über 1 cm aus der «Pferch»-Umgebung der Häuser 3 bzw. 15 stammen, sondern weitere elf relativ dicke Äste aus der zweiten «Pferch»-Struktur bei Haus 2 kommen. Damit können 51 der 60 Äste mit Durchmesser über 1 cm den «Pferch»-Strukturen zugeordnet werden. Aus dieser Beobachtung kann man zweierlei schliessen: erstens, wenn sich 1 bis 3 cm dicke Zweige in der Kulturschicht befinden, dann finden sie sich offensichtlich auch in den Proben wieder, und zweitens, die grosse Mehrzahl der gefundenen Zweige wurde absichtlich wegen ihres geringen Durchmessers gesammelt.

Erlenzweige wurden wie gezeigt in den Proben der «Pferch»-Umgebung gehäuft gefunden. Wenn man diese Proben einmal ausser acht lässt und nur die Erlenzweige aller übrigen Proben betrachtet, so fällt der Anteil an Erlenzweigen unter die 1%-Marke (Abb. 367). D. h., die Erle wurde hauptsächlich für die Isolation der «Pferch»-Struktur verwendet und war sonst eher selten anzutreffen. Damit ist auch klar, dass der «Pferch» von vornherein als eher kurzfristiges Bauwerk gedacht war, denn Erlenholz wird in feuchter Umgebung sehr schnell weich (mündliche Auskunft von E. Rigert). Das geht bestimmt umso schneller, wenn auch noch das im «Pferch» vermutete Vieh darauf herumtrampelt.

Nicht nur beim Unterbau von Gebäuden ist Isolation gegen Feuchtigkeit und Kälte wichtig, sondern auch im Innenbereich der Häuser. In Arbon Bleiche 3 wurde viel Moos gefunden, ein geeignetes Material, um Ritzen zu stopfen (Leuzinger 2000, 169). Aber auch Tannenzweige sind als Isolationsmaterial geeignet. Es ist gut vorstellbar, dass z.B. im Schlafbereich auf dem Boden oder auch auf

145 In der Zwischenzeit werden durch A. Dufraisse im Rahmen einer *Post-Doc*-Arbeit, finanziert durch die französische Fyssen-Stiftung, die Arboner Holzkohlen bestimmt. Die Ergebnisse lagen zum Zeitpunkt der Fertigstellung dieser Arbeit leider noch nicht vor.



Abb. 383: Weisstannenzweig (*Abies alba*). Die Nadeln stehen links und rechts am Zweig. Foto IPNA, Universität Basel, P. Zibulski.

erhöhten Liegeplätzen eine dicke Schicht Tannenäste ausgelegt wurde. Weisstannennadeln stechen nicht und sind durch ihre zweizeilige Anordnung am Zweig (Abb. 383) geradezu als Liegeunterlage prädestiniert. Tannenäste als Isolation im Innenbereich wurden z. B. auch in Horgen ZH Scheller vorgeschlagen (Favre und Jacomet 1998, 176). Man könnte sogar die gezielte Auslese der dünnsten Zweiglein erklären: es werden als Liegeunterlage einerseits nur die Zweigspitzen geerntet (und der Rest der Tannenäste möglicherweise dem Vieh überlassen), und falls doch einmal ein etwas dickerer Ast in eine solche Bettstatt geraten sein sollte, wird er schnell als unbequem aussortiert. So könnten nach und nach nur die ganz dünnen Zweige im Schlafbereich übrigbleiben.

Wie aber sollen diese Zweige unverkohlt in die Kulturschicht gelangt sein, wo doch die aufgehenden Gebäudeteile inklusive Fußböden vom Brand nahezu vollständig zerstört wurden? Es gibt in der Kulturschicht von Arbon Bleiche 3 immer wieder lokale Lehm-packungen, die als Abfall von Hausbodenerneuerungen interpretiert werden (Leuzinger 2000, 46), und Umbauten bzw. Reparaturen sind in der Baugeschichte der meisten Häuser belegt (Leuzinger 2000, 63–87). Bei solchen Gelegenheiten konnten die Tannenreiser, falls sie etwa zu trocken oder voll Ungeziefer waren, durch die beim Umbau entstandenen Löcher direkt unter Haus in die entstehende Kulturschicht entsorgt werden.

III 8.4.4 Artefakte

In Arbon Bleiche 3 wurden 543 Artefakte aus Holz gefunden (Leuzinger 2002b, 76). Darunter sind Gegenstände aus Holz und Rinde

sowie Schmuckperlen aus Schlehensteinen zusammengefasst. Da Rinde und Schmuckperlen nicht Gegenstand dieses Kapitels sind, werden im folgenden nur Artefakte aus Stamm-, Ast- oder Zweigholz beachtet und zusammenfassend als «Holzartefakte» bezeichnet. Dadurch reduzieren sich die erwähnten 543 auf 327 Holzartefakte. Unter diesen finden sich so verschiedene Objekte wie z. B. Werkzeuggriffe, Tassen, Körbe und Keile. Einige sind aus stark bearbeitetem Holz, z. B. Brettern, hergestellt, bei anderen kann man das Ausgangsmaterial noch erkennen und vermessen. Natürlich interessieren hier insbesondere Holzartefakte aus dünnen Zweigen – und von diesen gibt es erstaunlich viele (Abb. 384): von den 327 Holzartefakten sind 105 Stück aus dünnen Zweigen gefertigt, das sind 32%. Mehr als die Hälfte davon entfallen auf Spindelfragmente, die in Spinnwirteln steckten. Es wurden insgesamt 409 Spinnwirtel in Arbon Bleiche 3 gefunden, davon 60 mit Resten der Spindel (Leuzinger 2002b, 99; Abb. 384). Auch Geweihartefakte, die als Vogelpfeilköpfe interpretiert werden, sind nicht selten: in 23 der total 101 Pfeilköpfe steckte noch ein hölzerner Schaftrest (Leuzinger 2002b, 100). Körbe hingegen wurden nur zwölf gefunden, damit ist diese Fundkategorie mit Sicherheit untervertreten. Alle gefundenen Körbe wurden in der Spiralwulsttechnik hergestellt: dünne Zweige, meist von Hartriegel, wurden mit Lindenbast oder anderen Pflanzenfasern umwickelt, anschliessend wurden die so entstandenen Wülste mit Lindenbast oder Faden aneinandergenäh (Leuzinger 2002c, 126–131). Möglicherweise schützt diese Technik den Korb besser vor dem Zerfall als es bei geflochtenen Körben ohne Umwicklung der Zweige der Fall ist. Ebenfalls sehr fragile Gebilde sind die Rütchenkämmе, von denen sieben Stück in der Kulturschicht von Arbon Bleiche 3 gefunden wurden (Leuzinger 2002b, 101). Ein noch fragileres Objekt aus Zweigen und Lindenbast, das nur als stark verwittertes Fragment erhalten blieb, ist 67 cm lang und 40 cm breit. Es handelt sich dabei um ein Geflecht, das als «ein lockeres Gitter aus 0,3 bis 0,9 cm dicken Zweigchen, die zwischen mehreren Lagen von bis zu 3 cm breiten, längs und quer verflochtenen Baststreifen stecken» beschrieben wird (Leuzinger 2002c, 133, Abb. 179). Eventuell gehört ein rechteckig gebogener Haselzweig als Randabschluss dazu. Dieses mattenartige Gerät könnte nach U. Leuzinger möglicherweise einen Worfelkorb darstellen.

Im Gegensatz zu den recht zahlreichen Holzartefakten aus dünnen Zweigen sind Objekte aus Zweigen mit 1,5 bis 3 cm Durchmesser verschwindend selten. Ein Knieholz, vier Geweihhackenstiele, ein furchenstockähnliches Objekt, ein Holzanhängen und eine gesplante Haselstange mit eingeklemmtem Rindenstück, Funktion unbekannt, fallen unter diese Kategorie (Leuzinger 2002b, 80, 82–85, 88, 103, 113). Weitaus häufiger kommen Holzartefakte aus deutlich dickeren Ästen oder aus Stammholz vor: Stangenholme, Schalen, Tassen, Löffel, Gefässdauben/Eichenbrettchen, ein Web-

Taxon	Artefakt	Spindel- fragment 6–7 mm	(Vogel-) Pfeilschaft 5–12 mm	Korb 2–6 mm	Kamm 2–5 mm	Ahlengriff 9–10 mm	Geflecht 3–9 mm	Total
Weisstanne	Holzdurchmesser <i>Abies alba</i>	1						1
Roter Hartriegel	<i>Cornus sanguinea</i>	7	2	4				13
Hasel	<i>Corylus avellana</i>	39	1					40
Rotbuche	<i>Fagus sylvatica</i>				1			1
Faulbaum	<i>Frangula alnus</i>	4	2					6
Esche	<i>Fraxinus excelsior</i>	1						1
Heckenkirsche	<i>Lonicera spec.</i>	2	5			1		8
Eiche	<i>Quercus spec.</i>					1		1
Weide	<i>Salix spec.</i>	1						1
Schneeball	<i>Viburnum spec.</i>	1	9		5			15
mehrere Taxa					1			1
Holz nicht bestimmt		4	4	8			1	17
Anzahl Artefakte		60	23	12	7	2	1	105

Abb. 384: Alle in Leuzinger (2002b) genannten Holzartefakte aus Zweigen mit D. von 2–12 mm.

messer, ein Wurfholz, Holzschlegel und Keile sind hier zu nennen (Leuzinger 2002b, 77, 88, 92, 94, 95, 106, 107, 109–110).

Wenn man sich nun erinnert, dass auch unter dem hier untersuchten Material Zweige mit Durchmessern von über 1 cm kaum vorkamen (Kap. III 8.3.3) und die wenigen dieser Zweige überdies mehrheitlich einer «Pferch»struktur zugeordnet werden konnten (Kap. III 8.4.3) und dass ausserdem Äste mit 1 bis 3 cm Durchmesser generell in Arbon Bleiche 3 nur sehr selten vorkommen (Kap. III 8.3.3), so ist die strukturelle Ähnlichkeit der Zweigfunde mit derjenigen der Holzartefakte augenfällig. Es scheint daher plausibel, in der Mehrzahl der «losen» Zweigfragmente Bestandteile ehemaliger Artefakte zu vermuten. Abb. 384 zeigt, dass die Holzartefakte der sechs aufgeführten Kategorien aus mindestens zehn Taxa hergestellt wurden, darunter auffällig häufig aus seltenen Taxa wie Schneeball (*Viburnum* spec.), Hartriegel (*Cornus* spec.) und Heckenkirsche (*Lonicera* spec.). Denkbar sind weitere, uns bisher unbekannte Artefakte mit speziellen Funktionen, für deren Herstellung zu selten verwendeten Taxa gegriffen wurde. Hingegen ist die Vielfalt verwendeter Taxa für Spindeln und Vogelpfeile (Abb. 384) ein Beleg dafür, dass es bei diesen Artefakten mehr auf die gerade Wuchsform und die richtige Länge und Dicke ankam als auf die Holzart. Sicher wurden, wenn nicht etwas Spezielles benötigt wurde, einfach die vorhandenen und in Siedlungsnähe erreichbaren Holzgewächse für die Herstellung von Artefakten verwendet. Waren diese dann unbrauchbar geworden, wurden sie als Abfall unter die Häuser entsorgt oder gingen vielleicht einfach verloren, wenn es sich um kleinere Objekte handelte.

Verfolgen wir diesen Gedankengang noch weiter und nehmen wir an, dass die Mehrzahl der Zweigfragmente Bestandteile ehemaliger Artefakte darstellen. In Kap. III 8.3.5 wurde festgestellt, dass ein nicht unbeträchtlicher Teil der Zweige fragmentiert ist und wohl nicht als kurze Stücke, wie sie heute vorliegen, in die Kulturschicht gelangte. Bei Artefakten aus gebogenen Zweigen, z.B. Kämmen, Körben und Geflechten, wird durch das Verbiegen der Zweige eine Spannung im Holz erzeugt, die das Zerbrechen beschleunigt. Daher ist die Länge bzw. Kürze der Zweigfragmente möglicherweise ein zusätzlicher Hinweis darauf, dass es sich hier tatsächlich um zerfallene Artefakte handeln mag.

Es fällt auf, dass in Arbon Bleiche 3 kaum Flechtwerk gefunden wurde. Ausser einem verstorbenen Zaun auf der Linie zwischen den Feldern 4 und 5 (Leuzinger 2000, 126) gibt es keinerlei Hinweise auf Flechtwände. Da man aber über die Beschaffenheit der aufgehenden Gebäudeteile kaum detaillierte Kenntnisse hat, kann nicht ausgeschlossen werden, dass z.B. Inneneinrichtungsgegenstände wie Matten oder Teile von Dachkonstruktionen aus Geflecht existiert haben. Im französischen Jura, in der horgenzzeitlichen Seeufersiedlung Chalain (F) Station 3, wurden zwei Geflechte aus dünnen Zweigen (Durchmesser 0,5 bis 1,5 cm) gefunden. Diese konnten mit Dachkonstruktionen in Verbindung gebracht werden, eines hing noch mit den Pfählen zusammen, das andere war dreieckig und wurde deshalb als Dachabschluss interpretiert (Lundström-Baudais et al. 1997, 261–265). In Arbon Bleiche 3 sind zumindest die häufig gefundenen Weiden-, Hasel-, Faulbaum- und Rotbuchen Zweige zum Flechten geeignet und könnten eventuell mit dem Dach oder mit Aufhängevorrichtungen im Inneren in Verbindung gebracht werden. Auf Abb. 378 ist die Ansammlung von Weidenzweigen in Haus 15 unübersehbar. Die nordöstliche Giebelwand dieses Hauses wurde zweimal komplett umgebaut und dabei insgesamt um eineinhalb Meter zurückversetzt, ausserdem sind mehrere Flickarbeiten mit Pfählauswechslungen belegt (Leuzinger 2000, 77). Es wäre also möglich, dass im Verlauf der Umbauten Elemente des Hauses aus Weide bzw. Weidengeflecht weggeworfen wurden, die durch die Verkürzung des Hauses überflüssig geworden waren. Möglich wäre ebenfalls, dass sich unabhängig von den

Umbauten ein grösserer weggeworfener Gegenstand aus Weide unter Haus 15 aufgelöst hat. Da in Arbon Bleiche 3 viele Fischreste gefunden wurden (Kap. III 4), ist es nicht abwegig zu vermuten, dass die Fische des Flachwasserbereichs unter anderem mittels Fischreusen gefangen wurden. Am Bodensee und Federsee wurden einige dieser sehr fragilen Gebilde gefunden, eine davon war etwa 2 m lang und bestand aus ca. 5 mm dicken Weidenruten (Torke 1993, 51; Königer und Lübke 2001, 75–77).

III 8.4.5 Abfall

Abfall entsteht zum Beispiel, wenn Gebrauchsgegenstände unbrauchbar werden. Diese Form von Abfall ist sicher häufig; die Kulturschicht von Arbon Bleiche 3, die wir heute finden, besteht vermutlich grösstenteils aus Weggeworfenem und unbrauchbar Gewordenem. Allerdings ist es schwierig, diese Vermutung zu belegen. Klare Beweise für die Anwesenheit von Abfall sind die Holzabschläge, die sich vor allem im untersten Teil der Kulturschicht finden und die vom Zuspitzen der Pfähle herrühren (Leuzinger 2000, 38), sowie die ebenfalls vom Hausbau stammenden abgeschlagenen Tannenwipfel (Leuzinger 2000, 90). Auch bei den Körben, die in der arbeitsintensiven Spiralwulsttechnik hergestellt wurden, darf man annehmen, dass sie absichtlich weggeworfen wurden, denn ab und zu wird ein ausgerissener oder zerrissener Boden erwähnt (Leuzinger 2000, 126, 129). Hingegen ist es bei den hier zu besprechenden Zweigfragmenten fast unmöglich zu entscheiden, ob sie nach dem Gebrauch weggeworfen wurden, wie das oben für die Tannenzweige und die vermuteten Artefakte vorgeschlagen wurde, oder ob sie den unbrauchbaren Teil der Hölzer darstellen, d.h. nie in Gebrauch waren. Da nachweislich Artefakte aus dünnen Zweigen existieren und diese einen Drittel der Holzartefakte ausmachen, scheint es wenig wahrscheinlich, in den losen Zweigfragmenten hauptsächlich Unbrauchbares zu vermuten. Dies umso mehr, als Artefakte aus der nächstdickeren Zweigkategorie (1,5 bis 3 cm Durchmesser) offenbar nur selten vorkommen und man also im Abfall auch diese Zweigkategorie finden müsste, wenn es sich beim vorliegenden Zweigmaterial um Unbrauchbares handeln würde. Es lassen sich überdies in der Kulturschicht keinerlei Zweigansammlungen ausmachen, die als Abfallhaufen angesehen werden könnten. Hiervon bildet einzig die Mistel eine Ausnahme (Abb. 377): Mistelzweige wurden vor allem in Haus 3 sehr gehäuft gefunden, in einer der Proben waren 248 der 297 bestimmten Zweige Mistelzweige, das entspricht 83%. Auch Mistelblatt- und Mistelbeerenfragmente sind in den Sedimentproben von Haus 3 sehr reichlich vertreten (Kap. III 2.3.6). Es wäre nun denkbar, dass einige Mistelpflanzen hier weggeworfen wurden, nachdem man den gewünschten Teil davon entnommen hatte. Für die Leimherstellung etwa braucht man vorwiegend die Beeren, die gekocht und anschliessend zerstampft werden (Blau 1917, 407). Die Beerenhäute schwimmt man mit kaltem Wasser weg, zurück bleibt ein Leim, der lange seine Klebrigkeit behält und z.B. zur Herstellung von Leimruten für den Vogelfang benutzt werden kann. Durch diesen Vorgang würden zuerst Mistelholz und -blätter und später am selben Ort auch die ausgekochten Beerenhäute in die entstehende Kulturschicht gelangen. Ob in Arbon Bleiche 3 tatsächlich Mistelleim hergestellt wurde, ist aber rein spekulativ, denn Knochen von verzehrten Singvögeln fehlen im Fundmaterial fast vollständig (Kap. III 4). Andere Nutzungen der Mistel sind besser belegt: Sie wurde nachweislich an das Vieh verfüttert (Kap. III 9.3) und spielte wohl auch medizinisch eine Rolle (Maier 2001, 149). Die Mistel wächst als Halbschmarotzer auf Bäumen (Abb. 385). Sie wird nicht sehr gross, und ihr Astdurchmesser ist durch ihre natürliche Wuchsform beschränkt. Es ist daher in diesem Fall unsinnig zu behaupten, dass dünne Zweige ab-



Abb. 385: Mistelpflanze (*Viscum album*). Die oben im Bild erkennbaren stärkeren Äste gehören zum Wirtsbaum, einem Apfelbaum, und haben einen D. von ca. 2 cm. Foto IPNA, Universität Basel, P. Zibulski.

sichtlich ausgewählt wurden, vielmehr besteht die Mistelpflanze zur Hauptsache aus dünnen Zweigen.

Die Zweige des Schwarzdorns zeigen ebenfalls eine Verteilung, die möglicherweise auf eine spezielle Verwendung hinweist (Abb. 380). Sie wurden vor allem in den Häusern 20 und 24 gefunden. Dies sind die beiden jüngsten Häuser des untersuchten Gebietes, sie entstanden beide im Jahr 3376 v. Chr. (Leuzinger 2000, 161) und füllten damit jahrelang bestehende Baulücken. Mir ist keine Verwendung der meist sehr sperrigen und dornigen Schwarzdornzweige bekannt. Möglicherweise legte man die Zweige dort aus, um vor dem Hausbau die Flächen irgendwie als besetzt zu markieren? Unter den Konstruktionshölzern kommt Schwarzdorn nicht vor, lediglich drei liegende Rundhölzer wurden gefunden (Leuzinger 2000, 104–105).

III 8.5 Schlussfolgerungen

Die Untersuchung der Zweigfragmente aus den Kulturschichtproben hat einige Überraschungen zutage gefördert. Neben einer sehr umfangreichen Taxaliste war vor allem die Erkenntnis, dass es sich fast ausschließlich um sehr dünne Zweiglein handelt, überraschend. Dieses Merkmal erlaubte eine interpretative Zuschreibung der verschiedenen Verwendungen des gefundenen Zweigmaterials:

- Tannenzweige können im Innenbereich der Häuser z. B. als Liegeunterlage verwendet worden sein. Die Verfütterung von Tannenzweigen an Haustiere ist zwar durch Tannenreste im Kot gesichert, von dem hier vorliegenden Material kommt aber aufgrund des geringen Astdurchmessers höchstens ein kleiner Teil als Tierfutter in Frage.
- Bei der Mistel ist neben der Verwendung als Tierfutter die medizinische Bedeutung und vielleicht auch die Leimherstellung in Betracht zu ziehen.
- Zweige von Weide, Hasel, Rotbuche und Faulbaum sind für die Herstellung von Geflechten und vielerlei anderen Artefakten geeignet und auch belegt.
- Weide, Hasel und Faulbaum sind mögliche Laubheulieferanten, Haselzweige können auch blattlos (aber mit Kätzchen) verfüttert worden sein.
- Die Erlenzweige wurden im Wesentlichen als Isolationsschicht bei der Errichtung eines «Pferches» verlegt.
- Alle selten gefundenen Zweigtaxa kommen für die Herstellung spezieller Artefakte in Frage.

Viele dieser Interpretationen müssen leider unbewiesen bleiben, wenn es auch als sehr plausibel erscheint, dass Hausabfälle wie zerbrochene Spindeln, zerrissene Körbe oder sich auflösende Käbme schnell in den wachsenden Abfallbergen unter den Häusern und Gassen landen. Eines hat die vorliegende Untersuchung jedoch mit Sicherheit gezeigt: Auch die unscheinbaren Zweige bergen ungelüftete Geheimnisse und können, falls überhaupt, nur nach genauem Materialstudium einer Funktion zugewiesen werden.

3.2.4 DISKUSSION

Die Untersuchung der Zweigfragmente aus den Kulturschichtproben hat gezeigt, dass auch in unscheinbaren Resten Einiges an potentieller Information stecken kann. Bemerkenswert ist auch, wie unterschiedlich sich das Zweigmaterial von Arbon Bleiche 3 im Gegensatz zu demjenigen aus Horgen-Scheller präsentiert. Die ganz dünnen Zweige, die in Horgen-Scheller fast vollständig fehlen, machen in Arbon Bleiche 3 fast das gesamte Fundmaterial aus. Vor diesem Hintergrund wäre es sehr zu begrüßen, wenn die Zweigfragmente in weiteren Grabungen untersucht würden. Probenmaterial dafür würde z.B. aus Zürich Parkhaus Opéra zur Verfügung stehen, da dort viele grossvolumige Proben untersucht wurden, die eine gute Repräsentanz der Zweige garantieren.

4. BILDATLAS ZWEIGANATOMIE

4.1 STAND DER FORSCHUNG: ZWEIGANATOMIE

Im Vergleich zur reichhaltigen Literatur über Holzanatomie (z.B. Metcalfe & Chalk 1983; Schweingruber 1990; Carlquist 2001; Schweingruber 2011) gibt es über juveniles Holz nur sehr wenig. Auf der IAWA Website²¹ kommt das Stichwort „juvenile wood“ in den abstracts der zwischen 1965 und 2016 publizierten Artikel insgesamt nur sechsmal vor, das Stichwort „branch“ elfmal. Daraus wird deutlich, dass die Anatomie von Zweigholz in den letzten 50 Jahren von untergeordnetem Interesse war. Dasselbe kann für das Mark und die juvenile Rinde gesagt werden. Erst in jüngster Zeit wird dem Zweig dank dem unermüdlichen Forscherinteresse von Fritz H. Schweingruber (WSL, Birmensdorf) mehr Aufmerksamkeit gewidmet. Daher existiert seit Neustem ein umfassender Atlas über die Holzgewächse von Zypern (Crivellaro & Schweingruber 2013), der erstmals für 264 Arten neben das adulte Holz Beschreibungen von Mark, Xylem und Rinde des Zweiges stellt. In Vorbereitung sind ferner ein zweiganatomischer Atlas über Holzgewächse aus Ladakh (Indien) und ein Zweigatlas über Madagaskar (mündl. Mitteilung F.H. Schweingruber).

Die holzanatomische Terminologie wurden schon früh standardisiert (IAWA committee on nomenclature 1957, 1964; IAWA editors 1989). Der Begriff „juveniles Holz“ oder „juveniles sekundäres Xylem“ ist jedoch nicht scharf definiert; während z.B. Fukazawa (1984) eine Zone von 5-8 cm rings um das Mark, unabhängig von der Anzahl Jahrringe, als juveniles Holz bezeichnet, nennen Dakak *et al.* (1999) die ersten 20 Jahrringe juvenil. Auch die Begriffe „juvenile Rinde“ und „adulte Rinde“ sind nicht klar definiert.

²¹ International Association of Wood Anatomists, www.iawa-website.org

4.1.1 MARK

Als erster beschrieb Arthur Gris Anatomie und Physiologie des Markes von 200 Holzpflanzen (Gris 1872). Seine Untersuchungen wurden wiederholt, bestätigt und erweitert von Kassner (1884), Tassi (1906), Kubart (1924) und Steinböck (1926). Dabei erkannte bereits Kubart (1924) den diagnostischen Wert des Markes; z.B. können *Picea* und *Larix* anhand des Markes unterschieden werden, anhand des Xylems aber nicht. Dasselbe gilt für *Vaccinium myrtillus* und *V. vitis-idaea* (Struzkova *et al.* 2003). Ein systematisches, mit modernen Methoden ausgeführtes Übersichtswerk über das Mark von Holzpflanzen existiert aber bis heute aus keiner Region der Welt (Crivellaro & Schweingruber 2013).

4.1.2 XYLEM

Bau und Funktionen des primären sowie des sekundären Xylems werden in Biologie-Lehrbüchern ausführlich beschrieben (z.B. Raven *et al.* 2006; Evert 2009), wobei auch auf Entwicklungs- und Übergangsstadien hingewiesen wird. Dies gilt z.B. für die Entwicklung der Sekundärwandverdickungen der trachealen Elemente von ringförmig über spiralförmig, leiterförmig und netzförmig bis zu getüpfelt. Braun (1982) beschreibt die Entwicklung der Holzstrahlen aus einer einzelnen stehenden Zelle. Er bezieht diese Entwicklung zwar nicht explizit auf juveniles Holz, aber sie gilt auch für dieses.

Einige Publikationen stellen bestimmte Aspekte von Stamm- und Zweigholz einander gegenüber. Die meisten der unten erwähnten Untersuchungen stehen im Zusammenhang mit der Holzindustrie (Papierherstellung), wo juveniles Holz aufgrund seiner kürzeren Fasern und dünneren Zellwände eher als Problem gesehen wird, da es die Qualität des Papiers vermindert (Zobel & Sprague 1998). Phelps *et al.* (1982) verglichen Stamm- und Zweigholz von *Populus candicans* x *berolinensis* (eine schnell wachsende hybride Pappel, die für industrielle Zwecke entwickelt wurde) und fanden im Zweigholz kürzere Zellen und einen grösseren Rindenanteil als im Stammholz. Zimmermann & Potter (1982) untersuchten die Länge der Gefässe in *Acer rubrum* und stellten fest, dass die Gefässlänge vom Zweig über den Stamm bis zur Wurzel ansteigt und dass die Gefässe im Frühholz prinzipiell länger sind als im Spätholz. Dasselbe gilt auch für *Betula occidentalis* (Sperry & Saliendra 1994). Stokke & Manwiller (1994) massen die prozentualen Anteile verschiedener Zelltypen in Zweigen, Stammholz und Wurzeln von *Quercus velutina* und fanden den höchsten Anteil von Gefässen im Zweigholz, von Parenchym im Stammholz und von Strahlen in den Wurzeln. Der Anteil von Holzfasern war in den Wurzeln am geringsten.

Stein & Fosket (1969) verglichen Zweigspitzen von juvenilen und adulten *Hedera helix* Pflanzen und fanden Unterschiede in den Leitbündeln (Grösse und Anordnung), auch erwiesen sich die adulten Triebe als stärker verholzt und kleinzelliger als die juvenilen. Schon Goodin (1965) hatte Sklereidengruppen im Phloem von adulten *Hedera helix*-Trieben beschrieben, die in juvenilen Trieben nicht vorkamen und die Goodin anatomisch nicht zuordnen konnte.

4.1.3 RINDE

Wie für das Xylem existiert auch für die Rinde eine fachterminologische Klassifikation (Trockenbrodt 1990; Junikka 1994; Crivellaro & Schweingruber 2015; Angyalossy *et al.* 2016). Unter dem Begriff „Rinde“ werden alle Gewebe ausserhalb des Cambiums subsumiert, d.h. (von innen nach aussen) Phloëm, Cortex, Epidermis/Periderm und Rhytidom.

Während über wirtschaftlich interessante Rinde wie z.B. von *Quercus suber* (Korkeiche) viel publiziert wird (z.B. Pereira 2007), gilt der anatomischen Entwicklung der schlecht verkäuflichen Rinde weit weniger Aufmerksamkeit. Nach einigen frühen Studien (Hanstein 1853; Moeller 1882; Holdheide 1951; Zahur 1959; Esau 1969) und Arbeiten, die auf das pharmazeutische Potential der Rinde fokussierten (z.B. Hasler 1936), wurden vermehrt auch Studien über einzelne Arten publiziert (Babos 1979; Bhat 1982; Trockenbrodt 1991, 1994). Mit der Entwicklung der Rinde vom einjährigen Zweig bis zum Stamm beschäftigten sich vor allem Trockenbrodt (1991, 1994), Hanstein (1853) und Möller (1882). Dabei wird deutlich, dass die Rindengewebe, im Gegensatz zum Xylem, vom juvenilen zum adulten Zustand artspezifische Veränderungen durchmachen können. Schon Möller (1882) erkannte, dass primäre Phloëmfasern sklerotisieren und zusammen mit aus Parenchym entwickelten Sklereiden einen mehr oder weniger geschlossenen Ring aus Fasersklereiden und Sklereiden bilden können. Trockenbrodt (1991) präziserte, dass die Sklereiden aus *Cortex*parenchym stammen. Auch axiales Phloëmparenchym kann sich zu Sklereiden weiterentwickeln (z.B. *Quercus robur*), oder zu Kristallfasern (z.B. *Populus tremula*), und radiales Phloëmparenchym kann grosse Sklereidengruppen bilden (z.B. *Betula pendula*, alle Beispiele aus Trockenbrodt 1991). Trockenbrodt (1994) beschrieb quantitative Veränderungen, die in den ersten Jahren in der Rinde vor sich gehen können: die Rinde wird insgesamt dicker, die Anzahl an Sklereiden und sekretorischen Zellen steigt, Strahlen werden höher und breiter, Phloëmfaserzellen werden länger, der Durchmesser von Siebröhrengliedern steigt. Im Gegensatz dazu ist die Anwesenheit und Lokalisation von Kalziumoxalatkristallen und Drusen in den Rinden vom ersten Jahr bis zum Adultzustand relativ konstant, so dass Trockenbrodt (1995) vorschlug, dieses Merkmal auf seinen potentiellen diagnostischen Wert weiter zu untersuchen. Aloni & Peterson (1991) beobachteten an *Vitis vinifera* eine Sonderbildung der Rinde (Peridermröhren), sie untersuchten dazu 60 ein- und zweijährige Zweige von drei verschiedenen *Vitis*-Kultivaren.

4.2 ZUM ZWIGHOLZATLAS

4.2.1 ZIELPUBLIKUM

Der Zweigholzatlas richtet sich in erster Linie an Personen, die mit dem spezifischen Vokabular der Holzanatomie vertraut sind und die holzanatomische Artenkenntnis besitzen. Um den Kreis der potentiellen Benutzer zu erweitern, wurde die Einleitung, nach einer populärwissenschaftlich gehaltenen Einführung, als kurzer Lehrgang des anatomischen Aufbaus eines Zweiges gestaltet. Dabei werden die nötigen Fachbegriffe mit schematischen Zeichnungen erläutert und die Herstellung von mikroskopischen Präparaten beschrieben. Dies soll

es Personen mit botanischem Grundwissen, die dieses aber nicht mehr aktiv präsent haben, ermöglichen, sich in den Gebrauch des Buches einzuarbeiten.

4.2.2 MATERIAL UND METHODEN

Der Zweigholzatlas umfasst die anatomische Beschreibung von 52 Holzarten, neun Nadelhölzer und 43 Laubhölzer. Die Auswahl der Arten richtete sich nach den Funden in den Kulturschichten von Arbon Bleiche 3 und Pfäffikon-Burg. Alle dort identifizierten Holzpflanzen wurden in den Zweigholzatlas aufgenommen. Die Holzpflanzen lagen entweder als artbestimmte Zweige oder Knospen (Tab. 7) oder als gattungsbestimmte Holzartefakte (Tab. 8) vor. Aus Tab. 8 ist ersichtlich, welche Arten aus den Gattungsbestimmungen für den Zweigholzatlas ausgewählt wurden.

Tab. 7: Alle Zweige und Knospen, die in den Kulturschichtproben von Arbon Bleiche 3 und Pfäffikon-Burg gefunden wurden.

Name	Anzahl Zweige (Arbon)	Anzahl Knospen (Arbon)	Anzahl Zweige (Pfäffikon)	Anzahl Knospen (Pfäffikon)
<i>Abies alba</i>	1170	80		167
<i>Acer spec.</i>	28			
<i>Acer campestre</i>		2		1
cf. <i>Acer platanoides</i>				1
<i>Alnus spec.</i>	269	45		13
<i>Betula spec.</i>	30			4
<i>Clematis vitalba</i>	22			
<i>Cornus sanguinea</i>	11			
<i>Corylus avellana</i>	324	41		27
<i>Crataegus spec.</i>				2
<i>Fagus sylvatica</i>	319	33		24
<i>Frangula alnus</i>	186			
<i>Fraxinus excelsior</i>	8			1
<i>Hedera helix</i>	2			
<i>Juniperus spec.</i>	4			

<i>Ligustrum spec.</i>	1			
<i>Lonicera spec.</i>	16			
Maloideae	10			
<i>Picea abies</i>	3	1		
<i>Pinus spec.</i>	1			
<i>Populus spec.</i>	45			
<i>Populus nigra</i>				1
<i>Populus tremula</i>		44		7
<i>Prunus mahaleb</i>		1		
cf. <i>Prunus padus</i>	1			2
<i>Prunus cf. spinosa</i>	170	9		4
<i>Quercus spec.</i>	144	50		17
<i>Rosa spec./Rubus spec.</i>	5			
cf. <i>Rosa</i>				1
<i>Salix spec.</i>	445	369		24
cf. <i>Sambucus spec.</i>	1			
<i>Taxus baccata</i>	1	1		3
<i>Tilia spec.</i>	3	2		2
<i>Ulmus spec.</i>	30	23		36
<i>Viburnum spec.</i>	17			
<i>Viscum album</i>	510	174		25
<i>Vitis sylvestris</i>	1			
Unbestimmte Zweige / Knospen	112	85	4170	41
Total	3889	960	4170	403

Tab. 8: Anzahl mindestens gattungsbestimmter Holzartefakte (Gefässe, Geräte etc.), die in den Kulturschichtproben von Arbon Bleiche 3 und Pfäffikon-Burg gefunden wurden. Letzte Spalte: die aufgrund der Gattungsbestimmungen ausgewählten Arten, die im Zweigatlas beschrieben werden.

Name	Anzahl Artefakte (Arbon)	Anzahl Artefakte (Pfäffikon)	Arten im Zweigatlas
<i>Abies</i>	9	111	<i>Abies alba</i>
<i>Acer</i>	19	73	<i>Acer campestre, platanoides, pseudoplatanus</i>
<i>Alnus</i>	7	14	<i>Alnus glutinosa, incana</i>
<i>Betula</i>	10	1	<i>Betula pendula</i>
<i>Cornus</i>	13	14	<i>Cornus mas, sanguinea</i>
<i>Corylus</i>	53	46	<i>Corylus avellana</i>
<i>Fagus</i>	29	66	<i>Fagus sylvatica</i>
<i>Frangula</i>	6		<i>Frangula alnus</i>
<i>Fraxinus</i>	24	190	<i>Fraxinus excelsior</i>
<i>Hedera</i>		2	<i>Hedera helix</i>
<i>Ilex</i>		4	<i>Ilex aquifolium</i>
<i>Lonicera</i>	10	10	<i>Lonicera nigra, periclymenum, xylosteum</i>
Maloideae	9	60	-
<i>Picea</i>		3	<i>Picea abies</i>
<i>Pinus</i>			<i>Pinus cembra, mugo, sylvestris</i>
<i>Populus</i>	2	430	<i>Populus alba, nigra, tremula</i>
<i>Quercus</i>	3	150	<i>Quercus petraea, robur</i>
<i>Rosa</i>		1	<i>Rosa canina</i>
<i>Salix</i>	1	15	<i>Salix alba, caprea, purpurea</i>
<i>Sambucus</i>		30	<i>Sambucus nigra, racemosa</i>
<i>Taxus</i>		2	<i>Taxus baccata</i>
<i>Tilia</i>	88	5	<i>Tilia cordata, platyphyllos</i>
<i>Ulmus</i>	1	3	<i>Ulmus glabra, carpinifolia</i>
<i>Viburnum</i>	15	22	<i>Viburnum lantana, opulus</i>

Fast alle rezenten Zweige wurden in der Schweiz gesammelt, wenige Exemplare stammen aus Süddeutschland und dem Elsass. Aus dem ohne Hilfsmittel (z.B. Leiter) erreichbaren Bereich eines geeigneten Baumes bzw. Busches wurde ein ein- bis vierjähriger Langtrieb abgeschnitten und in eine beschriftete Plastiktüte gelegt. Die ganze Ernte eines Tages wurde noch am selben Abend in Dosen in 30% Ethanol eingelegt (von jedem Zweig ein ca. 4 cm langes Stück) und bei 1-5°C aufbewahrt. Danach wurden mit dem Mikrotom 10-30 µm dicke Quer-, Tangential- und Radialschnitte angefertigt²², die auf Objektträgern in Glycerin aufbewahrt wurden. Die weitere Verarbeitung geschah auf dem Objektträger (Gärtner & Schweingruber 2013): die Schnitte wurden nacheinander mit Javellewasser, deionisiertem Wasser, Färbeflüssigkeit (Astrablau : Safranin = 1.5 : 1), Ethanol 97%, Ethanol 99% und Xylol behandelt und danach auf einen neuen, mit Kanadabalsam bestrichenen Objektträger gelegt, mit einem Deckglas bedeckt und mit einem starken Magneten auf einer Magnetplatte fixiert. Danach liess man die Präparate ca. 48 Std. im Trockenschrank bei 50°C und anschliessend einige Wochen bei Raumtemperatur aushärten.

Zur Beschreibung der 52 Holzarten standen 520 Präparate zur Verfügung, von jeder Art mindestens fünf Exemplare von verschiedenen Bäumen. 264 Präparate stellte ich selber her, die anderen 256 Präparate stammen aus der umfangreichen Zweigholzpräparatesammlung von F.H. Schweingruber. Die Präparate wurden durch ein Leica DM RP Mikroskop bei 25- bis 630facher Vergrösserung mit Durchlicht und Polarisationsfilter betrachtet und mit einer Leica DFC420 Kamera fotografiert. Die Fotos wurden mit Adobe Photoshop 5.1, Version 12.1, nachbearbeitet. Die Terminologie der Beschreibungen folgt Trockenbrodt (1990) und Evert (2006), die Nomenklatur der Arten Lauber *et al.* (2012).

4.2.3 BESCHREIBUNG DER HOLZARTEN

Von jeder Art wurden mindestens die folgenden Merkmale aufgenommen:

Mark	Querschnitt	Markform, anwesende Zellen, Markhöhle, Markscheide Markzellen: Zellwand, Zellform, Durchmesser, Wanddurchmesser, Tüpfel, Kristalle, Interzellularen Markscheidezellen: Zellwand, Zellform, Durchmesser, Wanddurchmesser, Tüpfel, Kristalle, Interzellularen Aussehen in polarisiertem Licht
	Radialschnitt	Anordnung der Zellen Markzellen: Zellwand, Zellform, Länge (axial), Wanddurchmesser, Tüpfel, Kristalle, Interzellularen Markscheidenzellen: Zellwand, Zellform, Länge (axial), Wanddurchmesser, Tüpfel, Kristalle, Interzellularen
Primäres Xylem	Querschnitt	Struktur Parenchymzellen: Form, Anordnung Protoxylem: Anordnung der sichtbaren Reste Metaxylem: Anordnung

²² durch F.H. Schweingruber an der WSL in Birmensdorf

Sekundäres Xylem ²³	Querschnitt	Vergleich erster Jahrring versus spätere Jahrringe Anordnung der ersten trachealen Elemente
	Längsschnitte	Merkmale der Strahlen am Ende des ersten Jahrringes
Rinde	Querschnitt	sekundäres Phloem: Zellzusammensetzung, Anordnung, Kristalle, Strahldilatation Primäres Phloem: Anordnung der Fasersklereiden Cortex Parenchymzellen: Zellwand, Zellform, Durchmesser, Kristalle, Interzellularen (falls innerer und äusserer Cortex unterschiedlich: alle Angaben für beide Schichten) Periderm: Phelloderm Zellform, Anzahl Schichten Phellem Zellform, Anzahl Schichten Entstehungsort des ersten Periderms Epidermis: Zellwand, Zellform, Cuticula
	Radialschnitt	Anordnung von Kristallen, Besonderheiten

Zu jeder Artbeschreibung gehören 23-28 Detailfotos plus ein grosses Übersichtsfoto, das den Zweigquerschnitt vom Mark bis zur Rinde in Durchlicht und polarisiertem Licht zeigt. Alle beschriebenen Merkmale werden im Merkmalskatalog erklärt (separate Merkmalskataloge für Nadelhölzer und Laubhölzer). Schlüssel für Mark, Holz und Rinde (separate Schlüssel für Nadelhölzer und Laubhölzer) runden den Zweigholzatlas ab.

4.2.4 BEOBACHTETE ART- BZW. GATTUNGSSPEZIFISCH WICHTIGE MERKMALE

Nachdem von allen Präparaten aller Arten die in Kapitel 4.2.3 genannten Merkmale aufgenommen worden waren, zeigten sich einige Merkmale als artspezifisch stabil, andere als variabel. Es wurden wie erwähnt mindestens fünf verschiedene Präparate pro Art untersucht, womit die innerartliche Variation sicher nur zum Teil erfasst werden konnte. Innerhalb des vorliegenden Materials stellten sich die unten erwähnten Merkmale als artspezifisch stabil heraus. Die angegebenen Kapitelzahlen beziehen sich auf die Merkmalskataloge (N = Nadelholz, L = Laubholz). Die Bestimmungsschlüssel im Zweigatlas wurden auf Basis der art- bzw. gattungsspezifisch stabilen, d.h. diagnostisch relevanten Merkmale aufgebaut.

MARK

Die wichtigste diagnostische Unterscheidung im Markgewebe ist die Differenzierung von Mark und Markscheide (L 1.2.3). Die Markscheide erweist sich als relativ gleichförmig aufgebautes Gewebe, hin und wieder kommen Kristalle vor (z.B. Raphiden in *Vitis vinifera*). Dies sind aber immer die gleichen Kristallformen wie im Mark. Das Markgewebe selber ist überraschend vielförmig. Es gibt Arten, deren Mark ausschliesslich aus gleichförmigen Parenchymzellen aufgebaut ist (z. B. *Fraxinus excelsior*) (L 1.2.1), andere Arten haben unterschiedlich grosse Parenchymzellen (z. B. *Rosa*, *Rubus*) oder Parenchymzellen mit

²³ Merkmale, die dem adulten Xylem entsprechen, werden nicht beschrieben

unterschiedlicher Wanddicke (z. B. *Acer pseudoplatanus*) (L 1.2.2). Vielfach treten Kristalle auf (z. B. *Sambucus*), seltener Kanäle (z. B. *Hedera helix*) (L 1.2.2). Auch die Form und die Anordnung der Parenchymzellen im Radialschnitt erweisen sich als art- oder gattungsspezifische Merkmale (L 1.3.2, N 1.3.4, L 1.4.2). Die Tüpfel sind üblicherweise rundlich bis oval, können aber bei manchen Arten eine auffällige Anordnung in den axialen Zellwänden aufweisen (L 1.4.5). Ebenfalls zu beachten ist die Anwesenheit und Grösse der Interzellularen (L 1.5, N 1.5).

XYLEM

Nicht alle Arten zeigen Unterschiede zwischen dem ersten und den weiteren Jahrringen. Generell stabile Merkmale sind die Gefässdurchbrechungen, die Wandverdickungen (Ausnahme: *Taxus baccata* weist in den ersten Jahrringen Ring- und Spiralverdickungen auf, während Adultholz ausschliesslich Spiralverdickungen besitzt) und die Kristallformen in den Parenchymzellen. Potentiell variable Merkmale sind Höhe und Breite von Holzstrahlen und Anzahl und Durchmesser von Gefässen. Holzstrahlen und Gefässe sind im ersten Jahrring kleiner als in den folgenden Jahrringen und Strahltracheiden sind häufig noch nicht oder nicht vollständig ausgebildet (N 1.3). Ferner gibt es Merkmale, die nur im ersten Jahrring zu finden sind, wie etwa Zellwandverdickungen der zuerst gebildeten Holzfasern (*Acer*, *Populus*, *Salix*, *Sambucus*, *Tilia*) (L 3.2.1) oder die radiale Anordnung von Tracheen als Fortsetzung von Metaxylem-Tracheenreihen (z.B. *Viburnum*) (L 3.1.3), welche häufig die im späteren Xylem arttypische Anordnung der Tracheen überlagert. Bei *Pinus* wurde beobachtet, dass *Pinus cembra* keine bis wenige Harzkanäle rund um das Mark besitzt, während *Pinus mugo* und *Pinus sylvestris* viele Harzkanäle rund um das Mark ausbilden.

RINDE

Die Rinde ist das am kompliziertesten aufgebaute Gewebe, da sie aus verschiedenen Schichten besteht (Phloëm, Cortex, Periderm). Wichtig für die Unterscheidung von Arten bzw. Gattungen sind z.B. einige Merkmale im Phloëm: zuerst die Anordnung der am Phloëm beteiligten Zellen (z.B. *Juniperus*, *Ulmus*, *Tilia*) (N 4.1.2, L 4.1.2), dann aber auch die Anwesenheit von Kristallen (z.B. *Taxus baccata*, *Quercus*, *Ulmus*) (N 4.1.3, L 4.1.2), die Ausprägung des primären Phloëms als geschlossener Ring (z.B. *Corylus avellana*, *Alnus*) oder als Fasersklereiden-Flecken (z.B. *Tilia*, *Ligustrum vulgare*) (L 4.1.4) und die Bildung von Sklereiden und Fasersklereiden in Phloëm und Cortex (z.B. *Populus*, *Quercus*) (L 4.1.2). Im Cortex zeigen manche Arten Kanäle (z.B. *Frangula alnus*), Kristalle (z.B. *Salix*) oder Sklereiden (z.B. *Populus*) (L 4.2.2). Ein weiteres Unterscheidungsmerkmal findet sich im Periderm. Dieses wird entweder an der inneren (z.B. *Rubus*) oder an der äusseren (z.B. *Betula pendula*) Cortexgrenze gebildet, selten im Phloëm (z.B. *Vitis vinifera*) (L 4.3.3). Das Phellem besteht immer aus dünnwandigen Korkzellen, manchmal kommen dickwandige Korkzellen dazu (z.B. *Clematis vitalba*). Die Rhytidombildung kann schon sehr früh einsetzen (z.B. *Lonicera*), aber totes Rhytidomgewebe wurde an den bis vierjährigen Zweigen nicht gefunden.

4.3 DISKUSSION

In der holzanatomischen Literatur wird dem Zweigholz mit seinen Besonderheiten (Anwesenheit von Mark, Merkmale von juvenilem Holz, junge Rinde) nur wenig Aufmerksamkeit gewidmet. Während über Mark und juveniles Xylem praktisch keine neuere Literatur existiert, hat sich das Wissen über die Rinde vor allem dank den Werken von Trockenbrodt (1990, 1991, 1994, 1995) deutlich verbessert. Einschränkend muss aber gesagt werden, dass alle umfassenden Werke über die Rinde (Moeller 1882; Holdheide 1951; Trockenbrodt 1991, 1994; Crivellaro & Schweingruber 2013) auf der Untersuchung von nur einem bis sehr wenigen Exemplaren jeder Art beruhen. Über die innerartliche Variation der Rinden ist daher nur wenig bekannt (Trockenbrodt 1991, 1994). Die neu erschienene IAWA Liste der mikroskopischen Rindenmerkmale (Angyalossy *et al.* 2016) stützt sich hauptsächlich auf die oben genannte ältere Literatur und beschränkt sich auf adulte Rinde, ohne diese jedoch zu definieren. Besonderheiten der juvenilen Rinde wie z.B. die Anwesenheit von Cortexgewebe und dessen Merkmale werden darin nicht behandelt.

In dem hier vorgelegten anatomischen Zweigholzatlas werden 52 der häufigeren Holzarten Mitteleuropas beschrieben. Damit wird nach der Bearbeitung der östlichen Mediterranflora durch Crivellaro & Schweingruber (2013) ein weiterer geografischer Raum grob abgedeckt. Die Auswahl der Arten beruhte auf archäobotanischen Kriterien, deshalb sind einige nicht weniger wichtige Gattungen nicht vertreten (z.B. *Sorbus*), und nicht-einheimische Arten wurden auch keine aufgenommen. Neben der wünschenswerten Erweiterung der bearbeiteten Artenzahl wären weitere grosse Desiderate die Erforschung der innerartlichen Variabilität und die Entwicklung verlässlicher Bestimmungsschlüssel, wozu deutlich mehr als fünf Exemplare pro Art untersucht werden müssten. Dies konnte in der vorliegenden Arbeit nicht geleistet werden.

Die anatomischen Beschreibungen der 52 Holzarten zeigen, dass das Mark einige bisher wenig bekannte artspezifische Merkmale enthält. Die wichtigsten diagnostischen Merkmale sind die Zellzusammensetzung des Markes und die Markscheide. Beispielsweise ist es möglich, die drei Ahornarten *A. campestre*, *A. platanoides* und *A. pseudoplatanus* an der Zellwanddicke der Markzellen und die drei Geissblattarten *L. nigra*, *L. periclymenum* und *L. xylosteum* anhand der Markscheide zu unterscheiden. Im Xylem existieren für diese Unterscheidungen hingegen keine sicheren Merkmale.

Eine einheitliche Definition von „juvenilem Xylem“ existiert wie erwähnt nicht. Ich entschied mich für die Beobachtung der ersten vier Jahrringe, da die Holzstrahlen bis zum Ende des vierten Jahrringes meist ihre Adultform erreicht haben. Eine Definition in Anzahl Jahrringen erscheint wesentlich sinnvoller als in Zentimetern, wie etwa Fukazawa (1984) vorschlägt (5–8 cm rings um das Mark), da sonst z.B. Zwergsträucher trotz hohen Alters niemals aus der juvenilen Phase herauswachsen.

Am juvenilen Xylem stehen allgemeine anatomische Beobachtungen im Vordergrund, die aber keine artspezifischen Unterscheidungsmerkmale ergeben haben, sondern eher spezifisch juvenile Merkmale wie z.B. die radiale Anordnung von Tracheen in Fortsetzung von Metaxylem-Tracheenreihen. Weitere juvenile Merkmale sind das häufige Auftreten von ein-

reihigen, zwei bis fünf Zellen hohen Holzstrahlen und der relativ geringe Durchmesser der Tracheen. Diese Merkmale haben Crivellaro & Schweingruber (2013) auch beobachtet.

Wie beim juvenilen Xylem stehen auch bei der juvenilen Rinde die spezifisch juvenilen Merkmale im Vordergrund. Artspezifische Merkmale, die eine Unterscheidung von holzanatomisch nicht unterscheidbaren Arten erlauben würden, wurden nicht beobachtet. Gattungsspezifische Unterschiede sind aber vorhanden.

Holdheide (1951) spricht bei einigen Arten von Jahrringen in der Rinde (z.B. *Ulmus*). Dies konnte an den Zweigpräparaten nicht verifiziert werden. Jahrringähnliche Strukturen im Phloëm, z.B. die tangentiale Abfolge von grossen und kleineren Siebröhrenelementen oder von Siebröhrenelementen und Fasern, konnten zwar gefunden werden, ihre Anzahl konnte jedoch nicht verlässlich mit der Anzahl Jahrringe im Xylem in Zusammenhang gebracht werden. Vermutlich werden je nach Wachstumsbedingungen in einer Vegetationsperiode mehr oder weniger dieser tangentialen Abfolgen gebildet, so dass aus dem Phloëm alleine nicht sicher auf das Alter eines Zweiges geschlossen werden kann.

Die Anwesenheit von Fasersklereiden an der Grenze von Phloëm und Cortex wurde schon früh als Besonderheit der juvenilen Rinde erkannt und beschrieben (Möller 1882). Möller (1882) nannte als Herkunft der Fasersklereiden primäre Phloëmfasern, die mit zunehmendem Alter sklerotisieren und zusammen mit Sklereiden einen geschlossenen Ring bilden können. Trockenbrodt (1991) vermutete, dass diese Sklereiden aus Cortexparenchymzellen stammen. Dies konnte an den Zweigpräparaten nicht verifiziert werden. Dass die Fasersklereiden als weiterentwickelte Parenchymzellen des primären Phloëms anzusehen sind, ist unzweifelhaft – als beste Illustration dafür sei *Viscum album* genannt. Die Sklereiden aber, die bei einigen Arten auftreten und zusammen mit den Fasersklereiden einen geschlossenen Ring bilden können (z.B. *Alnus*, *Betula*, *Corylus*), stammen eher von Strahlparenchym als von Cortexparenchym.

Im Gegensatz zur adulten Rinde zeichnet sich die juvenile Rinde durch das Vorhandensein von primären Geweben (primäres Phloëm (als Fasersklereiden), Cortex) aus. Eine mögliche Definition von „juvener Rinde“ wäre also: Rinde gilt solange als juvenil, bis das zuletzt gebildete Periderm die Fasersklereiden des primären Phloëms vollständig vom sekundären Phloëm getrennt hat. Nach den Beobachtungen der Peridermbildung in den ersten vier Jahren stellt sich die Frage, ob die Geschwindigkeit, mit der der so definierte Adultzustand erreicht wird, gattungsspezifisch ist oder ob sie mehr von den Wachstumsbedingungen bestimmt wird.

Die vorliegende Arbeit beruht auf anatomischen Beobachtungen. Damit steht sie deutlich ausserhalb der aktuellen Mainstream-Forschung, die genetische Untersuchungen bevorzugt. Umso erfreulicher ist es, dass klar gezeigt werden konnte, dass sorgfältige holzanatomische Untersuchungen auch heute noch in der Lage sind, bisher unbekannte Art- und Gattungsunterschiede zu entdecken.

4.4 PUBLIKATION 4 (IN VORBEREITUNG)

Photographic Atlas for the Microscopic Identification of Twigs of Selected Central European Trees and Shrubs

Siehe Anhang.

5. ZUSAMMENFASSUNG

Die hier vorgelegte archäobotanische Dissertation umfasst die Bearbeitung zweier methodischer Probleme, die bei der Aufbereitung von Material aus Feuchtboden-Fundschichten entstehen können, sowie die Analyse von Samen und Früchten bzw. Zweigen aus zwei neolithischen Feuchtbodenfundstellen. Ausserdem wird ein fotografischer Atlas für die mikroskopische Bestimmung von Zweigholz vorgelegt.

In Hosch & Zibulski (2003) (Kapitel 2.2) wurde beschrieben, mit welchen Auswirkungen auf archäobotanisches Material aus Feuchtbodensedimenten gerechnet werden muss, wenn das Material bei der Aufbereitung unterschiedlich vorsichtig geschlämmt wird. Empfindliche botanische Reste leiden stärker als hartschalige und können nahezu vollständig zerstört werden, was die Interpretation der Funde erschwert. Mit geeigneten statistischen Methoden konnten die durch die Aufbereitung entstandenen Unterschiede teilweise aufgefangen werden.

In Zibulski (2010) (Kapitel 3.1.5) wurde ein Methodenwechsel in der Art der Aufbereitung von Material aus Feuchtbodensedimenten dargestellt, nämlich der Wechsel vom traditionellen Nass-Sieben zur Halbflotation. Die Auswirkungen der beiden Methoden auf die archäobotanischen Funde werden gezeigt, wobei klar wird, dass die Halbflotation wesentlich besser geeignet ist als das Nass-Sieben. Das Nass-Sieben hatte bei relativ schlecht erhaltenem botanischem Material ähnliche Auswirkungen auf die pflanzlichen Reste wie die recht grobe Aufbereitung des sehr gut erhaltenen Materials von Hosch und Zibulski (2003).

In Zibulski (2010) (Kapitel 3.1.5) wurden anhand von 54 Sedimentproben die archäobotanischen Funde (Samen und Früchte) der horgenzeitlichen Siedlung Pfäffikon-Burg ZH untersucht. Es zeigte sich, dass die Siedler von Pfäffikon-Burg im 31. Jh. v. Chr. in den ca. 100 Jahren der Siedlungsdauer deutliche Auswirkungen auf die Umgebung der Siedlung hatten: der Waldanteil sank, Ruderale und Wiesenpflanzen nahmen zu, stickstoffliebende Pflanzen traten vermehrt auf. Die Siedlung selber darf als autark und ganzjährig bewohnt angesehen werden. Ein wichtiges Arbeitsfeld der Siedler war der Lein. Im Vergleich mit anderen horgenzeitlichen Siedlungen des unteren Zürichseebeckens wurden, vermutlich wegen der schlechten Erhaltung der botanischen Reste, nicht auffällig viele Leinsamen gefunden, aber die zahlreichen archäologischen Funde wie Riffeln und Hechelkämme deuten klar auf die grosse Be-

deutung des Leinanbaus hin. Neben dem Lein wurden auch Schlafmohn, Emmer, Gerste und Nacktweizen angebaut.

In Zibulski (2004) (Kapitel 3.2.3) wurden die Zweige und Knospen aus 65 archäobotanischen Proben der pfyn/horgenzeitlichen Feuchtbodensiedlung Arbon Bleiche 3 untersucht. Insgesamt wurden 3889 Zweigfragmente und 960 Knospen bestimmt, die 29 Taxa zugeordnet werden konnten. Fast die Hälfte der Zweigfragmente stammte von der Weisstanne, am zweithäufigsten war mit 14 % die Mistel. Die Zweigfragmente waren fast durchwegs sehr dünn, der mittlere Durchmesser betrug 3,3 mm. Dies deutet auf eine gezielte Auswahl der Zweige zu bestimmten Zwecken hin, z.B. als Isolationsmaterial (Tanne) oder für die Herstellung bestimmter Artefakte.

Der fotografische Zweigholzatlas (Anhang) enthält die Beschreibung von 52 Holzarten, neun Nadelhölzer und 43 Laubhölzer. Die Auswahl der Holzarten basierte auf den Funden von Holzpflanzen in Pfäffikon-Burg und Arbon Bleiche 3. Von jeder Art werden die anatomischen Merkmale von Mark, primärem und sekundärem Xylem und Rinde beschrieben und mit bis zu 28 Fotos illustriert. Alle gefundenen Merkmale werden in Merkmalskatalogen erklärt. Schlüssel für Mark, Holz und Rinde sollen die Identifikation von Zweigholzfragmenten ermöglichen.

6. LITERATUR

- Akeret Ö., Haas J.N., Leuzinger U. & Jacomet S. (1999) Plant macrofossils and pollen in goat/sheep faeces from the Neolithic lake-shore settlement Arbon Bleiche 3, Switzerland. *The Holocene* **9**, 175-182.
- Akeret Ö. & Jacomet S. (1997) Analysis of plant macrofossils in goat/sheep faeces from the Neolithic lake shore settlement of Horgen Scheller - an indication of prehistoric transhumance? *Vegetation History and Archaeobotany* **6**, 235-239.
- Akeret Ö. & Rentzel P. (2001) Micromorphology and plant macrofossil analysis of cattle dung from the Neolithic lake shore settlement of Arbon Bleiche 3. *Geoarchaeology* **16**, 687-700.
- Aloni R. & Peterson C.A. (1991) Naturally occurring periderm tubes around secondary phloem fibres in the bark of *Vitis vinifera* L. *IAWA Bulletin new series* **12**, 57-61.
- Altörfer K. (2010) Die prähistorischen Feuchtbodensiedlungen am Südrand des Pfäffikersees. Eine archäologische Bestandesaufnahme der Stationen Wetzikon-Robenhausen und Wetzikon-Himmerich. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **41**.
- Angyalossy V., Evert R.F., Marcati C.R., Oskolski A.A., Terrazas T., Kotina E., Lens F., Mazzoni-Viveiros S.C., Angeles G., Rodrigues Machado S., Crivellaro A., Rao K.S., Junikka L., Nikolaeva N. & Baas P. (2016) IAWA List of microscopic bark features. *IAWA Journal* **37**, 517-615.
- Antolín F., Brombacher C., Kühn M., Steiner B.L. & Jacomet S. (2017) Archäobotanik (Makroreste): Untersuchungen der Flächenproben im Hinblick auf Taphonomie, Ackerbau, Sammelwirtschaft und Umwelt. In: Bleicher N. & Harb C. (Hrsg.) Zürich Parkhaus Opéra. Eine neolithische Feuchtbodenfundstelle. Band 3:

- Antolín F., Steiner B.L., Akeret Ö., Brombacher C., Kühn M., Vandorpe P., Bleicher N., Gross E. & Jacomet S. (submitted) Studying the preservation of plant macroremains from waterlogged archaeological deposits for an assessment of layer taphonomy. *Review of Palaeobotany and Palynology*.
- Antolín F., Steiner B.L. & Jacomet S. (2017) The bigger the better? On sample volume and the representativeness of archaeobotanical data in waterlogged deposits. *Journal of Archaeological Science: Reports* **12**, 323-333.
- Antolín F., Steiner B.L., Vach W. & Jacomet S. (2015) What is a litre of sediment? Testing volume measurement techniques for wet sediment and their implications in archaeobotanical analyses at the Late Neolithic lake-dwelling site of Parkhaus Opéra (Zurich, Switzerland). *Journal of Archaeological Science* **61**, 36-44.
- Archäologisches Landesmuseum Baden-Württemberg und Landesamt für Denkmalpflege im Regierungspräsidium Stuttgart (Hrsg.) (2016) *4000 Jahre Pfahlbauten*. Jan Thorbecke, Ostfildern.
- Babos K. (1979) Anatomische Untersuchungen der Rinde bei den Stämmen von *Quercus cerris* var. *cerris* Loud. und *Quercus cerris* var. *austriaca* (Willd.) Loud. *Folia dendrologica* **6**, 60-78.
- Badham K. & Jones G. (1985) An experiment in manual processing of soil samples for plant remains. *Circaea* **3**, 15-26.
- Behre K.-E. (1983) *Ernährung und Umwelt der wikingerzeitlichen Siedlung Haithabu*. Karl Wachholtz, Neumünster.
- Bertsch K. (1926) Die Pflanzenreste aus der Kulturschicht der neolithischen Siedlung Riedschachen bei Schussenried. *Schriften des Vereins für Geschichte des Bodensees und seiner Umgebung* **54**, 261-279.
- Bertsch K. (1941) *Früchte und Samen. Ein Bestimmungsbuch zur Pflanzenkunde der vorgeschichtlichen Zeit*. Ferdinand Enke, Stuttgart.
- Bertsch K. & Bertsch F. (1947) *Geschichte unserer Kulturpflanzen*. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart.
- Bhat K.M. (1982) Anatomy, basic density and shrinkage of birch bark. *IAWA Bulletin new series* **3**, 207-213.
- Blau J. (1917) Böhmerwälder Hausindustrie und Volkskunst. I. Teil: Wald- und Holzarbeit. *Beiträge zur deutsch-böhmischen Volkskunde* **14**.
- Bräker O.U. (1979) Angewandte Holzanalyse. Beitrag zur Rekonstruktion der Umwelt neolithischer Ufersiedlungen in Feldmeilen-Vorderfeld. *Academica Helvetica* **3**.
- Braun H.J. (1982) *Lehrbuch der Forstbotanik*. Gustav Fischer, Stuttgart und New York.
- Brockmann-Jerosch H. (1918) Das Lauben und sein Einfluss auf die Vegetation der Schweiz. *Mitteilungen der Geographisch-Ethnographischen Gesellschaft* **1917/1918**, 3-20.
- Brombacher C. & Jacomet S. (1997) Ackerbau, Sammelwirtschaft und Umwelt: Ergebnisse archäobotanischer Untersuchungen. In: Schibler J., Hüster-Plogmann H., Jacomet S., Brombacher C., Gross-Klee E. & Rast-Eicher A. (Hrsg.) *Ökonomie und Ökologie neolithischer und bronzezeitlicher Ufersiedlungen am Zürichsee. Ergebnisse der Ausgrabungen Mozartstrasse, Kanalisationssanierungen Seefeld, AKAD/Pressehaus und Mythenschloss in Zürich*. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **20**, 220-279.
- Carlquist S. (2001) *Comparative wood anatomy. Systematic, ecological, and evolutionary aspects of dicotyledon wood*. Springer, New York.
- Crivellaro A. & Schweingruber F.H. (2013) *Atlas of Wood, Bark and Pith Anatomy of Eastern Mediterranean Trees and Shrubs: with a Special Focus on Cyprus*. Springer, Berlin.
- Crivellaro A. & Schweingruber F.H. (2015) *Stem anatomical features of dicotyledons*. Norbert Kessel, Remagen-Oberwinter.

- Dakak J.E., Keller R. & Bucur V. (1999) Rays in juvenile wood of Acer. *IAWA Journal* **20**, 405-417.
- de Capitani A., Deschler-Erb S., Leuzinger U., Marti-Grädel E. & Schibler, J. (2002) Die jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3. Funde. *Archäologie im Thurgau* **11**.
- de Moulins D. (1996) Sieving experiment: the controlled recovery of charred plant remains from modern and archaeological samples. *Vegetation History and Archaeobotany* **5**, 153-156.
- Dufraisse A. (2002) Les habitats littoraux néolithiques des lacs de Chalain et Clairvaux (Jura, France): collecte du bois de feu, gestion de l'espace forestier et impact sur le couvert arboréen entre 3700 et 2500 av. J.-C. Analyses anthracologiques. Thèse de doctorat. Laboratoire de Chrono-Ecologie, Université de Franche-Comté, Besançon.
- Eberli U. (2010) Die horgenzzeitliche Siedlung Pfäffikon-Burg. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **40**.
- Eberli U., Ebersbach R. & Favre P. (2002) Synthese. In: Achour-Uster C., Eberli U., Ebersbach R. & Favre P. (Hrsg.) Die Seeufersiedlungen in Horgen. Die neolithischen und bronzezeitlichen Fundstellen Dampfschiffsteg und Scheller. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **36**, 207-212.
- Ebersbach R. (2002) Von Bauern und Rindern. Eine Ökosystemanalyse zur Bedeutung der Rinderhaltung in bäuerlichen Gesellschaften als Grundlage zur Modellbildung im Neolithikum. *Basler Beiträge zur Archäologie* **15**.
- Ebersbach R., Ruckstuhl B. & Bleicher N. (2015) Zürich "Mozartstrasse". Neolithische und bronzezeitliche Ufersiedlungen. Band 5: Die neolithischen Befunde und die Dendroarchäologie. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **47**.
- Esau K. (1969) *The phloem*. Gebrüder Borntraeger, Berlin.
- Evert R.F. (2009) *Esaus Pflanzenanatomie. Meristeme, Zellen und Gewebe der Pflanzen - ihre Struktur, Funktion und Entwicklung*. Walter de Gruyter, Berlin.
- Favre P. (2001) Analyse pflanzlicher Grossreste aus den spätneolithischen Ufersiedlungen von Horgen-Scheller, Kanton Zürich, Schweiz. Ein Beitrag zu Umwelt- und Wirtschaftsgeschichte des 31. Jh. v. Chr. im nördlichen Alpenvorland. Dissertation. Botanisches Institut, Universität Basel.
- Favre P. (2002) Archäobotanik. In: Achour-Uster C., Eberli U., Ebersbach R. & Favre P. (Hrsg.) Die Seeufersiedlungen in Horgen. Die neolithischen und bronzezeitlichen Fundstellen Dampfschiffsteg und Scheller. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **36**, 150-181.
- Favre P. & Jacomet S. (1998) Branch wood from the lake shore settlements of Horgen Scheller, Switzerland: Evidence for economic specialisation in the late Neolithic period. *Vegetation History and Archaeobotany* **7**, 167-178.
- Fitschen J. (2006) *Gehölzflora. Ein Buch zum Bestimmen der in Mitteleuropa wildwachsenden und angepflanzten Bäume und Sträucher. Mit Knospen- und Früchteschlüssel*. Quelle und Meyer, Wiebelsheim.
- Fukazawa K. (1984) Juvenile wood of hardwoods judged by density variation. *IAWA Bulletin new series* **5**, 65-73.
- Gärtner H. & Schweingruber F.H. (2013) *Microscopic preparation techniques for plant stem analysis*. Norbert Kessel, Remagen-Oberwinter.
- Godet J.-D. (2015a) *Einheimische Bäume und Sträucher*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Godet J.-D. (2015b) *Knospen und Zweige. Einheimische Bäume und Sträucher*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Goodin J.R. (1965) Anatomical changes associated with juvenile-to-mature growth phase transition in *Hedera*. *Nature* **208**, 504-505.

- Greguss P. (1955) *Xylotomische Bestimmung der heute lebenden Gymnospermen*. Akadémiai Kiado, Budapest.
- Greguss P. (1959) *Holzanatomie der europäischen Laubhölzer und Sträucher*. Akadémiai Kiado, Budapest.
- Gris A. (1872) Extrait d'un mémoire sur la moelle des plantes ligneuses. *Annales des sciences naturelles* **14**, 34-79.
- Grosser D. (2003) *Die Hölzer Mitteleuropas. Ein mikrophotographischer Lehratlas*. Norbert Kessel, Remagen-Oberwinter.
- Haas J.N. & Rasmussen P. (1993) Zur Geschichte der Schneitel- und Laubfutterwirtschaft in der Schweiz – Eine alte Landwirtschaftspraxis kurz vor dem Aussterben. In: Brombacher C., Jacomet S. & Haas J.N. (Hrsg.) Festschrift Zoller. *Dissertationes Botanicae* **196**, 469-489.
- Hafner A. & Suter P.J. (2003) Das Neolithikum in der Schweiz. <http://www.jungsteinSITE.de>.
- Hanstein J. (1853) *Untersuchungen über den Bau und die Entwicklung der Baumrinde*. G.W.J. Müller, Berlin.
- Hasler O. (1936) Entwicklungsgeschichte und vergleichende Anatomie der pharmakognostisch wichtigen Rhamnusrinden unter besonderer Berücksichtigung der Calciumoxalat-Bildung. *Berichte der Schweizerischen Botanischen Gesellschaft* **45**, 519-593.
- Hecker U. & Schmidt P.A. (2009) *Taschenlexikon der Gehölze. Ein botanisch-ökologischer Exkursionsbegleiter*. Quelle und Meyer, Wiebelsheim.
- Heer O. (1865) Die Pflanzen der Pfahlbauten. *Neujahrsblatt der Naturforschenden Gesellschaft in Zürich für das Jahr 1866* **68**, 1-54.
- Heer O. (1872) Über den Flachs und die Flachskultur im Altertum. *Neujahrsblatt der Naturforschenden Gesellschaft in Zürich* **74**, 1-26.
- Hellwig M. (1990) Palaeoethnobotanische Untersuchungen an mittelalterlichen und frühneolithischen Pflanzenresten aus Braunschweig. *Dissertationes Botanicae* **156**.
- Hochuli S. (1994) Arbon Bleiche. Die neolithischen und bronzezeitlichen Seeufersiedlungen. *Archäologie im Thurgau* **2**.
- Holdheide W. (1951) Anatomie mitteleuropäischer Gehölzrinden (mit mikrophotographischem Atlas). In: Freund H. (Hrsg.) *Handbuch der Mikroskopie in der Technik*, Band 5 (1), 193-367. Umschau Verlag, Frankfurt am Main.
- Hole F., Flannery K.V. & Neely J.A. (1969) *Prehistory and human ecology of the Deh Luran Plain: An early village sequence from Khuzistan, Iran*. University of Michigan, Ann Arbor.
- Hosch S. & Jacomet S. (2001) New aspects of archaeobotanical research in Central European Neolithic lake dwelling sites. *Environmental Archaeology* **6**, 61-73.
- Hosch S. & Jacomet S. (2004) Ackerbau und Sammelwirtschaft. Ergebnisse der Untersuchung von Samen und Früchten. In: Jacomet S., Schibler J. & Leuzinger U. (Hrsg.) Die neolithische Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3: Wirtschaft und Umwelt. *Archäologie im Thurgau* **12**, 112-157.
- Huber R. (2010) Archäobotanische Untersuchungen an Proben der Tauchuntersuchungen von 1999. In: Altorfer K. (Hrsg.) Die prähistorischen Feuchtbodensiedlungen am Südrand des Pfäffikersees. Eine archäologische Bestandesaufnahme der Stationen Wetzikon-Robenhausen und Wetzikon-Himmerich. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **41**, 107-115.
- IAWA committee on nomenclature (1957) International glossary of terms used in wood anatomy. *Tropical Woods* **107**, 1-36.
- IAWA committee on nomenclature (1964) *Multilingual glossary of terms used in wood anatomy*. Konkordia, Winterthur.
- IAWA editors (1989) IAWA list of microscopic features for hardwood identification. *IAWA Bulletin new series* **10**, 219-332.

- Jacomet S. (1985) Botanische Makroreste aus den Sedimenten des neolithischen Siedlungsplatzes AKAD-Seehofstrasse am untersten Zürichsee. Die Reste der Uferpflanzen und ihre Aussagemöglichkeiten zu Vegetationsgeschichte, Schichtentstehung und Seespiegelschwankungen. *Zürcher Studien zur Archäologie*. Juris, Zürich.
- Jacomet S. (1988) Pflanzen mediterraner Herkunft in neolithischen Seeufersiedlungen der Schweiz. In: Küster H. (Hrsg.) *Der prähistorische Mensch und seine Umwelt*. Festschrift für Udelgard Körber-Grohne. *Forschungen und Berichte zur Vor- und Frühgeschichte in Baden-Württemberg* **31**, 205-212.
- Jacomet S. (2006) Plant economy of the Northern Alpine lake dwelling area – 3500-2400 BC cal. In: Karg S., Baumeister R., Schlichtherle H. & Robinson D.E. (Hrsg.) *Economic and Environmental Changes during the 4th and 3rd Millenia BC*. Proceedings of the 25th Symposium of the AEA, Sept. 2004 in Bad Buchau, Germany. *Environmental Archaeology* **11**, 64-83.
- Jacomet S. (2007a) Plant macrofossil methods and studies: Use in environmental archaeology. In: Elias S.A. (Hrsg.) *Encyclopedia of Quaternary Science* Band 3, 2384-2412. Elsevier, Oxford.
- Jacomet S. (2007b) Neolithic plant economies in the northern alpine foreland from 5500-3500 BC cal. In: Colledge S. & Conolly J. (Hrsg.) *The Origins and Spread of Domestic Plants in Southwest Asia and Europe*, 221-258. Left Coast Press, Walnut Creek CA.
- Jacomet S. (2008) Subsistenz und Landnutzung während des 3. Jahrtausends v. Chr. aufgrund von archäobotanischen Daten aus dem südwestlichen Mitteleuropa. In: Dörfler W. & Müller J. (Hrsg.) *Umwelt - Wirtschaft - Siedlungen im dritten vorchristlichen Jahrtausend Mitteleuropas und Südschandinaviens*, 355-377. Karl Wachholtz, Neumünster.
- Jacomet S. (2009) Plant economy and village life in Neolithic lake dwellings at the time of the Alpine Iceman. *Vegetation History and Archaeobotany* **18**, 47-59.
- Jacomet S., Brombacher C. & Dick M. (1989) Archäobotanik am Zürichsee. Ackerbau, Sammelwirtschaft und Umwelt von neolithischen und bronzezeitlichen Seeufersiedlungen im Raum Zürich. Ergebnisse von Untersuchungen pflanzlicher Makroreste der Jahre 1979-1988. *Berichte der Zürcher Denkmalpflege, Monographien* **7**.
- Jacomet S. & Kreuz A. (1999) *Archäobotanik : Aufgaben, Methoden und Ergebnisse vegetations- und agrargeschichtlicher Forschung*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Jacomet S., Leuzinger U. & Schibler J. (2004) Synthesis. In: Jacomet S., Leuzinger U. & Schibler J. (Hrsg.) *Die jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3. Umwelt und Wirtschaft*. *Archäologie im Thurgau* **12**, 381-416.
- Jacomet S. & Schlichtherle H. (1984) Der kleine Pfahlbauweizen Oswald Heer's - Neue Untersuchungen zur Morphologie neolithischer Nacktweizen-Ähren. In: van Zeist W.A. & Casparie W.A. (Hrsg.) *Plants and ancient man. Studies in palaeoethnobotany. Proceedings of the sixth symposium of the International Work Group for Palaeoethnobotany, Groningen 1983*, 153-176. A. A. Balkema, Rotterdam.
- Junikka L. (1994) Survey of English macroscopic bark terminology. *IAWA Journal* **15**, 3-45.
- Kadereit J.W., Körner C., Kost B. & Sonnewald U. (2014) *Strasburger – Lehrbuch der Pflanzenwissenschaften*. Springer Spektrum, Berlin.
- Kassner G. (1884) Über das Mark einiger Holzpflanzen. Dissertation, Universität Basel.
- Kenward H.K., Hall A.R. & Jones A.K.C. (1980) A tested set of techniques for the extraction of plant and animal macrofossils from waterlogged archaeological deposits. *Science and Archaeology* **22**, 3-15.
- Königer J. & Lübke C. (2001) Bemerkungen zur vorgeschichtlichen Fischerei im westlichen Bodenseegebiet und in Oberschwaben. *Nachrichtenblatt Arbeitskreis Unterwasserarchäologie* **8**, 67-82.
- Körber-Grohne U. (1967) *Geobotanische Untersuchungen auf der Feddersen Wierde*. Franz Steiner, Wiesbaden.

- Kreuz A. & Schäfer E. (2014) Archäobotanisches Datenbankprogramm ArboDat 2013 Hessen Archäologie, Wiesbaden.
- Kroll H. (1998) Schneiden fürs Dach. In: Küster H.-J., Lang A. & Schauer P. (Hrsg.) *Archäologische Forschungen in urgeschichtlichen Siedlungslandschaften. Festschrift für Georg Kossak zum 75. Geburtstag*, 41-44. Universitätsverlag Regensburg, Regensburg.
- Kubart B. (1924) Einige Bemerkungen über den diagnostischen Wert des Markkörpers bei Koniferenhölzern. *Berichte der deutschen botanischen Gesellschaft* **42**, 273-276.
- Kühn M. & Wick L. (2010) Pflanzenreste in Koprolithen von Schafen und Ziegen: Was fraßen die kleinen Wiederkäuer von Pfäffikon-Burg? In: Eberli U. (Hrsg.) *Die horgenzeitliche Siedlung Pfäffikon-Burg. Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **40**, 256-261.
- Lauber K., Wagner G. & Gygax A. (2012) *Flora Helvetica*. Paul Haupt, Bern.
- Leuzinger U. (2000) Die jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3. Befunde. *Archäologie im Thurgau* **9**.
- Leuzinger U. (2002a) Holzartefakte. In: de Capitani A., Deschler-Erb S., Leuzinger U., Marti-Grädel E. & Schibler J.: *Die jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3. Funde. Archäologie im Thurgau* **11**, 76-114.
- Leuzinger U. (2002b) Textilherstellung. In: de Capitani A., Deschler-Erb S., Leuzinger U., Marti-Grädel E. & Schibler J.: *Die jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3. Funde. Archäologie im Thurgau* **11**, 115-134.
- Lüder R. (2013) *Bäume bestimmen - Knospen, Blüten, Blätter, Früchte. Der Naturführer für alle Jahreszeiten*. Paul Haupt, Bern.
- Lundström-Baudais K., Mignot C., Monnier J.-L., Pétrequin A.-M., Pétrequin P. & Richard A. (1997) Les parois en clayonnage et les enduits. In: Pétrequin P. (Hrsg.) *Les sites littoraux néolithiques de Clairvaux-les-lacs et de Chalain (Jura). III: Chalain station 3, 3200-2900 av. J.-C.*, 259-76. Editions de la maison des sciences de l'homme, Paris.
- Maier U. (1995) Moorstratigraphische und paläobotanische Untersuchungen in der jungsteinzeitlichen Moorsiedlung Ödenahlen am Federsee. In: Landesdenkmalamt Baden-Württemberg (Hrsg.) *Siedlungsarchäologie im Alpenvorland III. Die neolithische Moorsiedlung Ödenahlen. Forschungen und Berichte zur Vor- und Frühgeschichte in Baden-Württemberg* **46**, 143-254.
- Maier U. (2001) Archäobotanische Untersuchungen in der neolithischen Ufersiedlung Hornstaad-Hörnle IA am Bodensee. In: Maier U. & Vogt R. (Hrsg.) *Siedlungsarchäologie im Alpenvorland VI. Botanische und pedologische Untersuchungen zur Ufersiedlung Hornstaad-Hörnle IA. Forschungen und Berichte zur Vor- und Frühgeschichte in Baden-Württemberg* **74**, 9-384.
- Maier U. (2004) Archäobotanische Untersuchungen in jung- und endneolithischen Moorsiedlungen am Federsee. In: *Ökonomischer und ökologischer Wandel am vorgeschichtlichen Federsee. Archäologische und naturwissenschaftliche Untersuchungen. Hemmenhofener Skripte* **5**, 71-159.
- Maier U. & Schlichtherle H. (1992) Archäologische und archäobotanische Untersuchungen in der Goldberg III-Siedlung Alleshausen-Grundwiesen am Federsee, Kreis Biberach. *Archäologische Ausgrabungen in Baden-Württemberg*, 88-93.
- Maise C. (2005) Archäoklimatologie neolithischer Seeufersiedlungen. In: Gronenborn D. (Hrsg.) *Klimaveränderung und Kulturwandel in neolithischen Gesellschaften Mitteleuropas, 6700-2200 v. Chr. Climate Variability and Culture Change in Neolithic Societies of Central Europe, 6700-2200 cal BC.*, 181-187. Verlag des Römisch-Germanischen Zentralmuseums, Mainz.
- Märkle T. (2000) Die Wildpflanzen der Cortaillod moyen-zeitlichen Besiedlung von Concise-sous-Colachoz, Kt. Waadt, Schweiz. Eine Analyse der botanischen Makroreste. Masterarbeit. Institut für Ur- und Frühgeschichte, Tübingen.

- Menotti F. & O'Sullivan A. (2013) *The Oxford Handbook of Wetland Archaeology*. Oxford University Press, Oxford.
- Metcalfe C.R. & Chalk L. (1983) *Anatomy of the dicotyledons, Vol. 2. Wood structure and conclusion of the general introduction*. Clarendon Press, Oxford.
- Miller N.F. (1988) Ratios in paleoethnobotanical analysis. In: Hastorf C.A. & Popper V.S. (Hrsg.) *Current Paleoethnobotany*, 72-85. University of Chicago Press, Chicago.
- Moeller J. (1882) *Anatomie der Baumrinden. Vergleichende Studien*. Julius Springer, Berlin.
- Munson P.J., Parmalee P.W. & Yarnell R.A. (1971) Subsistence ecology of Scovill, a Terminal Middle Woodland village. *Amercian Antiquity* **36**, 410-431.
- Neuweiler E. (1924) Die Pflanzenwelt in der jüngeren Stein- und Bronzezeit der Schweiz. *Mitteilungen der Antiquarischen Gesellschaft in Zürich* **29**, 109-120.
- Neuweiler E. (1935) Nachträge urgeschichtlicher Pflanzen. *Vierteljahrsschrift der Naturforschenden Gesellschaft in Zürich* **80**, 98-122.
- Payne S. (1972) Partial recovery and sample bias: The results of some sieving experiments. In: Higgs E.S. (Hrsg.) *Papers in economic prehistory*, 49-64. University Press, Cambridge.
- Pearsall D.M. (1989) *Palaeoethnobotany: a handbook of procedures*. Academic Press Inc., San Diego.
- Percival J. (1974 (Reprint von 1921)) *The Wheat Plant*. Duckworth, London.
- Pereira H.E. (2007) *Cork: Biology, production and uses*. Elsevier Science & Technology, Amsterdam.
- Phelps J.E., Isebrands J.G. & Jowett D. (1982) Raw material quality of short-rotation, intensively cultured *Populus* clones. I. A comparison of stem and branch properties at three spacings. *IAWA Bulletin new series* **3**, 193-200.
- Poppi D.P., Hendricksen R.E. & Minson D.J. (1985) The relative resistance to escape of leaf and stem particles from the rumen of cattle and sheep. *Journal of Agricultural Science* **105**, 9-14.
- Rasmussen P. (1993) Analysis of goat/sheep faeces from Egolzwil 3, Switzerland: evidence for branch and twig foddering of livestock in the Neolithic. *Journal of Archaeological Science* **20**, 479-502.
- Raven P.H., Evert R.F. & Eichhorn S.E. (2006) *Biologie der Pflanzen*. Walter de Gruyter, Berlin.
- Reimer P., Baillie M., Bard E., Bayliss A., Beck J., Blackwell P., Bronk Ramsey C., Buck C., Burr G., Edwards R., Friedrich M., Grootes P., Guilderson T., Hajdas I., Heaton T., Hogg A., Hughen K., Kaiser K., Kromer B., McCormac F., Manning S., Reimer R., Richards D., Southon J., Talamo S., Turney C., van der Plicht J. & Weyhenmeyer C. (2009) IntCal09 and Marine09 radiocarbon age calibration curves, 0-50,000 years cal BP. *Radiocarbon* **51**, 1111-1150.
- Roloff A. & Bärtels A. (2014) *Flora der Gehölze. Bestimmung, Eigenschaften, Verwendung. Mit Winterbestimmungsschlüssel*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Rösch M. (2002) Ziegenkot aus den Horgener Schichten von Ludwigshafen-Seehalde, Gde. Bodman-Ludwigshafen, Kreis Konstanz. *Archäologische Ausgrabungen in Baden-Württemberg* **2001**, 49-51.
- Schibler J., Hüster-Plogmann H., Jacomet S., Brombacher C., Gross-Klee E. & Rast-Eicher A. (1997) Ökonomie und Ökologie neolithischer und bronzezeitlicher Ufersiedlungen am Zürichsee. Ergebnisse der Ausgrabungen Mozartstrasse, Kanalisationssanierungen Seefeld, AKAD/Pressehaus und Mythenschloss in Zürich. *Monographien der Kantonsarchäologie Zürich* **20**.
- Schlichtherle H. & Maier U. (1993) Archäologische und archäobotanische Untersuchungen in der Goldberg III-Siedlung Alleshäusen-Grundwiesen am Federsee, Kreis Biberach. *Archäologische Ausgrabungen in Baden-Württemberg* **1992**, 88-92.

- Schulz B. (2013) *Gehölzbestimmung im Winter mit Knospen und Zweigen*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Schweichel R., Leuzinger U. & Brem H. (2017) Die Datierung der Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3, Kanton Thurgau, Schweiz - ein methodisches Problem. *Jahrbuch Archäologie Schweiz* **100**, 55-68.
- Schweingruber F.H. (1976) Prähistorisches Holz. Die Bedeutung von Holzfunden aus Mitteleuropa für die Lösung archäologischer und vegetationskundlicher Probleme. *Academica Helvetica* **2**.
- Schweingruber F.H. (1990) *Mikroskopische Holzanatomie. Formenspektrum mitteleuropäischer Stamm- und Zweighölzer zur Bestimmung von rezentem und subfossilem Material*. Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft, Birmensdorf.
- Schweingruber F.H. (2011) *Anatomie europäischer Hölzer*. Norbert Kessel, Remagen-Oberwinter.
- Sebald O., Seybold S. & Philippi G. (1996) *Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Shelton C.P. (2009) Food, economy, and identity in the Sangro River Valley, Abruzzo, Italy, 650 B.C.-A.D. 150. Dissertation. Department of Archaeology, Boston.
- Sormaz T. (2004) Absolute Datierung durch Dendrochronologie und C14-Analysen. In: Jacomet S., Leuzinger U. & Schibler J.: Die jungsteinzeitliche Seeufersiedlung Arbon Bleiche 3. Umwelt und Wirtschaft. *Archäologie im Thurgau* **12**, 105-111.
- Sperry J.S. & Saliendra N.Z. (1994) Intra- and inter-plant variation in xylem cavitation in *Betula occidentalis*. *Plant, Cell and Environment* **17**, 1233-1241.
- Stein O.L. & Fosket E.B. (1969) Comparative developmental anatomy of shoots of juvenile and adult *Hedera helix*. *American Journal of Botany* **56**, 546-551.
- Steinböck H. (1926) Über den anatomischen Bau des Markkörpers einiger Koniferen-Hölzer. *Österreichische Botanische Zeitschrift* **75**, 65-84.
- Steiner B.L., Antolín F. & Jacomet S. (2015) Testing of the consistency of the sieving (wash-over) process of waterlogged sediments by multiple operators. *Journal of Archaeological Science: Reports* **2**, 310-320.
- Steiner B.L., Antolín F., Vach W. & Jacomet S. (2017) Subsampling of large-volume samples in waterlogged sediments. A time-saving strategy or a source of error? *Review of Palaeobotany and Palynology* **245**, 10-27.
- Stöckli W.E. (2009) Chronologie und Regionalität des jüngeren Neolithikums (4300-2400 v.Chr.) im Schweizer Mittelland, in Süddeutschland und in Ostfrankreich aufgrund der Keramik und der absoluten Datierungen, ausgehend von den Forschungen in den Feuchtbodensiedlungen. *Antiqua* **45**.
- Stokke D.D. & Manwiller F.G. (1994) Proportions of wood elements in stem, branch, and root wood of Black Oak (*Quercus velutina*). *IAWA Journal* **15**, 301-310.
- Struever S. (1968) Flotation techniques for the recovery of small-scale archaeological remains. *American Antiquity* **33**, 353-362.
- Struzkova D., Schweingruber F.H. & Steiner Y. (2003) Pith characteristics for distinguishing *Vaccinium myrtillus* from *Vaccinium vitis-idaea*. *Preslia* **75**, 85-91.
- Tassi F. (1906) Ricerche comparate sul tessuto midollare delle conifere. Dissertation, Universität Siena.
- Tolar T., Jacomet S., Veluscek A. & Cufar K. (2010) Recovery techniques for waterlogged archaeological sediments: a comparison of different treatment methods for samples from Neolithic lake shore settlements. *Vegetation History and Archaeobotany* **19**, 53-67.
- Torke W. (1993) Die Fischerei am prähistorischen Federsee. *Archäologisches Korrespondenzblatt* **23**, 49-66.

- Trockenbrodt M. (1990) Survey and discussion of the terminology used in bark anatomy. *IAWA Bulletin new series* **11**, 141-166.
- Trockenbrodt M. (1991) Qualitative structural changes during bark development in *Quercus robur*, *Ulmus glabra*, *Populus tremula* and *Betula pendula*. *IAWA Bulletin new series* **12**, 5-22.
- Trockenbrodt M. (1994) Quantitative changes of some anatomical characters during bark development in *Quercus robur*, *Ulmus glabra*, *Populus tremula* and *Betula pendula*. *IAWA Bulletin new series* **15**, 387-398.
- Trockenbrodt M. (1995) Calcium oxalate crystals in the bark of *Quercus robur*, *Ulmus glabra*, *Populus tremula* and *Betula pendula*. *Annals of Botany* **75**, 281-284.
- van der Veen M. & Fieller N. (1982) Sampling Seeds. *Journal of Archaeological Science* **9**, 287-298.
- Vandorpe P. & Jacomet S. (2007) Comparing different pre-treatment methods for strongly compacted organic sediments prior to wet-sieving: a case study on Roman waterlogged deposits. *Environmental Archaeology* **12**, 207-214.
- Vandorpe P. & Jacomet S. (unpubl.) Defining a numerical subsample size for the total recovery of plant species in archaeobotany: a case study of rich waterlogged archaeological deposits from Roman Oedenburg, Alsace, France.
- Wagenführ R. (2006) *Holzatlas*. Carl Hanser, München.
- Wagner G.E. (1988) Comparability among recovery techniques. In: Hastorf C.A. & Popper V.S. (Hrsg.) *Current Paleoethnobotany*, 17-35. University of Chicago Press, Chicago.
- Watson P.J. (1976) In pursuit of prehistoric subsistence: A comparative account of some contemporary flotation techniques. *Midcontinental Journal of Archaeology* **1**, 77-100.
- White C.E. & Shelton C.P. (2014) Recovering macrobotanical remains: Current methods and techniques In: Marston J.M., d'Alpoim Guedes J. & Warinner C. (Hrsg.) *Method and theory in paleoethnobotany*, 95-114. University Press of Colorado, Boulder.
- Willerding U. (1986) *Zur Geschichte der Unkräuter Mitteleuropas*. Karl Wachholtz, Göttingen.
- Willerding U. (1988) Zur Entwicklung von Ackerunkrautgesellschaften im Zeitraum vom Neolithikum bis in die Neuzeit. In: Küster H. (Hrsg.) *Der prähistorische Mensch und seine Umwelt. Festschrift für Udelgard Körber-Grohne. Forschungen und Berichte zur Vor- und Frühgeschichte in Baden-Württemberg* **31**, 31-41.
- Winiger J. & Hasenfratz A. (1985) Ufersiedlungen am Bodensee. Archäologische Untersuchungen im Kanton Thurgau 1981-1983. *Antiqua* **10**.
- Zahur M.S. (1959) Comparative study of secondary phloem of 423 species of woody dicotyledons belonging to 85 families. *Cornell University Agricultural Experiment Station, Ithaca Memoir* **358**.
- Zimmermann M.H. & Potter D. (1982) Vessel-length distribution in branches, stems and roots of *Acer rubrum* L. *IAWA Bulletin new series* **3**, 103-109.
- Zobel B.J. & Sprague J.R. (1998) *Juvenile Wood in Forest Trees*. Springer, Berlin.

7. ANHANG

PHOTOGRAPHIC ATLAS FOR THE MICROSCOPIC IDENTIFICATION OF TWIGS OF SELECTED CENTRAL
EUROPEAN TREES AND SHRUBS

Photographic Atlas for the Microscopic Identification of Twigs of Selected Central European Trees and Shrubs

Dieser Atlas wird 2018 in veränderter Form als Buch erscheinen:

Petra Zibulski & Fritz H. Schweingruber
Photographic Atlas for the Microscopic Identification of Twigs of Selected Central
European Trees and Shrubs

Contents

EINLEITUNG

Einleitung
References

CONIFERS

Introduction

Feature descriptions

- 1 Pith features
 - 1.1 Pith shape
 - 1.2 Pith cell composition
 - 1.2.1 Pith homocellular
 - 1.2.2 Pith heterocellular
 - 1.3 Pith cell arrangement
 - 1.3.1 Axial cell arrangement
 - 1.3.2 Localization of specialized parenchyma cells in the pith
 - 1.3.3 Arrangement of specialized parenchyma cells
 - 1.3.4 Pith chambered
 - 1.4 Pith parenchyma cells
 - 1.4.1 Parenchyma cell shape in transverse section
 - 1.4.2 Parenchyma cell shape in radial section
 - 1.4.3 Size of parenchyma cells
 - 1.4.4 Lignification of parenchyma cell walls
 - 1.4.5 Pits in parenchyma cell walls
 - 1.5 Intercellulars
 - 1.6 Pith in crossed polarized light
- 2 Primary xylem features
 - 2.1 Number of vascular bundles around the pith
 - 2.2 Arrangement of tracheary elements
 - 2.2.1 Protoxylem tracheary elements
 - 2.2.2 Metaxylem tracheary elements
 - 2.3 Parenchyma cells
 - 2.3.1 Shape of parenchyma cells
- 3 Secondary xylem features (first annual ring)
 - 3.1 Rays
 - 3.2 Axial tracheids
- 4 Bark features
 - 4.1 Phloem
 - 4.1.1 Structure of phloem
 - 4.1.2 Phloem cell composition
 - 4.1.3 Mineral inclusions
 - 4.1.4 Secretory elements
 - 4.1.5 Primary phloem

- 4.2 Cortex
 - 4.2.1 Structure of cortex
 - 4.2.2 Cortex cell composition
 - 4.2.3 Mineral inclusions
- 4.3 Periderm
 - 4.3.1 Structure of periderm
 - 4.3.2 Periderm cell composition
 - 4.3.3 Localization of periderms
- 4.4 Needle base tissue
- 4.5 Epidermis

Key Pith
Key Wood
Key Bark

Species Descriptions

Silver Fir (*Abies alba*)
Common Spruce (*Picea abies*)
European Larch (*Larix decidua*)
Swiss Pine (*Pinus cembra*)
Mountain Pine (*Pinus mugo*)
Common Pine (*Pinus silvestris*)
Common Juniper (*Juniperus communis*)
Savin Juniper (*Juniperus sabina*)
Yew (*Taxus baccata*)

DECIDUOUS WOOD

Introduction

Feature Descriptions

- 1 Pith features
 - 1.1 Pith shape
 - 1.2 Pith cell composition
 - 1.2.1 Pith homocellular
 - 1.2.2 Pith heterocellular
 - 1.2.3 Medullary sheath
 - 1.3 Pith cell arrangement
 - 1.3.1 Arrangement of parenchyma cells in transverse section
 - 1.3.2 Arrangement of parenchyma cells in radial section
 - 1.3.3 Localization of specialized parenchyma cell
 - 1.3.4 Arrangement of specialized parenchyma cells
 - 1.4 Pith parenchyma cells
 - 1.4.1 Cell shape in transverse section
 - 1.4.2 Cell shape in radial section
 - 1.4.3 Size of parenchyma cells
 - 1.4.4 Lignification of parenchyma cell walls
 - 1.4.5 Pits in parenchyma cell walls
 - 1.5 Intercellulars
 - 1.6 Pith in crossed polarized light

- 2 Primary xylem features
 - 2.1 Primary xylem cell composition
 - 2.1.1 Protoxylem tracheary elements
 - 2.1.2 Metaxylem tracheary elements
 - 2.1.3 Primary xylem parenchyma
 - 2.2 Primary xylem cell arrangement

- 3 Secondary xylem features (first annual ring)
 - 3.1 Vessels
 - 3.1.1 Porosity
 - 3.1.2 Vessel size
 - 3.1.3 Vessel arrangement
 - 3.2 Fibres
 - 3.2.1 Fibre wall thickness
 - 3.3 Rays
 - 3.3.1 Ray width and height

- 4 Bark features
 - 4.1 Phloem
 - 4.1.1 Structure of phloem
 - 4.1.2 Phloem cell composition
 - 4.1.3 Phloem cell arrangement
 - 4.1.4 Primary phloem
 - 4.2 Cortex
 - 4.2.1 Structure of cortex
 - 4.2.2 Cortex cell composition
 - 4.3 Periderm
 - 4.3.1 Structure of periderm
 - 4.3.2 Periderm cell composition
 - 4.3.3 Localization of periderms
 - 4.4 Epidermis

Key Pith
 Key Wood
 Key Bark

Species Descriptions

Field Maple (*Acer campestre*)
 Norway Maple (*Acer platanoides*)
 Great Maple (*Acer pseudoplatanus*)
 Black Alder (*Alnus glutinosa*)
 Grey Alder (*Alnus incana*)
 Silver Birch (*Betula pendula*)
 Travellers Joy (*Clematis vitalba*)
 Cornel Tree (*Cornus mas*)
 Common Dogwood (*Cornus sanguinea*)
 Hazel (*Corylus avellana*)
 Beech (*Fagus sylvatica*)
 Alder Buckthorn (*Frangula alnus*)
 English Ash (*Fraxinus excelsior*)
 Ivy (*Hedera helix*)

Holly (*Ilex aquifolium*)
Privet (*Ligustrum vulgare*)
Black Honeysuckle (*Lonicera nigra*)
English White Honeysuckle (*Lonicera periclymenum*)
Fly Honeysuckle (*Lonicera xylosteum*)
White Poplar (*Populus alba*)
Black Poplar (*Populus nigra*)
Aspen (*Populus tremula*)
Mahaleb Cherry (*Prunus mahaleb*)
Bird Cherry (*Prunus padus*)
Blackthorn (*Prunus spinosa*)
Sessil Oak (*Quercus petraea*)
Pedunculate Oak (*Quercus robur*)
Dog Rose (*Rosa canina*)
Blackberry (*Rubus fruticosus*)
Raspberry (*Rubus idaeus*)
White Willow (*Salix alba*)
Pussy Willow (*Salix caprea*)
Purple Willow (*Salix purpurea*)
Elder (*Sambucus nigra*)
European Red Elder (*Sambucus racemosa*)
Small-leaf Lime (*Tilia cordata*)
Large-leaf Lime (*Tilia platyphyllos*)
Mountain Elm (*Ulmus glabra*)
Common English Elm (*Ulmus minor*)
Cotton Tree (*Viburnum lantana*)
Water Elder (*Viburnum opulus*)
Mistletoe (*Viscum album*)
Grape Vine (*Vitis vinifera*)

Einleitung

Wer im Sommer einen Baum betrachtet, der sieht im Wesentlichen: Blätter und Holz. Mit Hilfe des Holzkörpers, also Stamm, Ästen und Zweigen, werden die Blätter zum Licht gehoben, wo sie unter anderem Fotosynthese betreiben und so zur Ernährung des Baumes beitragen. Sommergrüne Baumarten erneuern ihr ganzes Blattwerk einmal jährlich, bei immergrünen Baumarten leben die Blätter bzw. Nadeln mehrere Jahre lang. Immer aber stehen die Blätter oder Nadeln an den äussersten und jüngsten Zweigteilen. Jeder Ast, jeder Stamm war einst ein dünnes Zweiglein; an den Zweigen bilden sich die Knospen und damit die Voraussetzung für das Leben und Wachsen des Baumes. Die Zweige stellen also einen wesentlichen und wichtigen Teil jedes Baumes dar. Besonders deutlich zeigt sich dies im Winterzustand (Abb. 1)



Abb. 1: Eine Birke (*Betula pubescens*) im Sommer (a) und im Winter (b).

Es gibt vielerlei Gründe, warum sich jemand mit Bäumen beschäftigen mag. Interessierte Laien, Botaniker und Dendrologinnen möchten z.B. wissen, welche Baumart sie vor sich haben und greifen deshalb zur reichlich vorhandenen Bestimmungsliteratur über Holzgewächse (z.B. Fitschen 2006; Hecker & Schmidt 2009; Lüder 2013; Roloff & Bärtels 2014; Godet 2015a). Es gibt auch spezielle Werke, die sich nur mit der Baumbestimmung im Winter befassen (Schulz 2013; Godet 2015b), denn ebenso wie die Blätter sind auch die Zweige mit ihren Knospen geeignet zur Artbestimmung. Die Bestimmung eines Baumes gelingt normalerweise, wenn genügend Substanz des betreffenden Baumes vorhanden ist. Schwieriger wird es, wenn nur wenig Substanz vorliegt, das Material stark fragmentiert oder schlecht erhalten ist. Dies ist häufig der Fall, wenn Holzfunde untersucht werden, die z.B. aus archäologischen Schichten stammen. Holz war in früheren Zeiten nicht nur als Baumaterial unentbehrlich, man stellte auch vielerlei Gegenstände für den alltäglichen Gebrauch daraus her

wie etwa Schalen, Tassen, Löffel, Körbe, Flechtmatten, Pfeilschäfte und Kämme. Baumaterial und grössere Gegenstände wurden aus Stammholz oder dicken Ästen angefertigt, aber auch dünne Zweige konnten verwendet werden, z.B. zum Flechten oder für Pfeilschäfte und Kämme. Zur artgenauen Bestimmung solcher Holzfunde müssen häufig Schnitte angefertigt werden, die mikroskopisch betrachtet werden können. Damit gelangt man in das Gebiet der Holzanatomie.

Dieses Buch richtet sich vor allem an Fachleute, die mit den Begriffen und Grundlagen der Holzanatomie vertraut sind und holzanatomische Artenkenntnis besitzen. Es ist aber durchaus auch für interessierte Laien möglich, sich in dieses Gebiet einzuarbeiten. Dazu sei auf geeignete Literatur (z.B. Grosser 2003 für holzanatomische Grundlagen; Raven *et al.* 2006; Evert 2009; Kadereit *et al.* 2014 für botanische Grundlagen) verwiesen.

Zur Anatomie der mitteleuropäischen Hölzer gibt es einige systematische Werke (Greguss 1955, 1959; Wagenführ 2006; Schweingruber 2011). In diesen Bestimmungsbüchern wird hauptsächlich das Stammholz beschrieben, Hinweise auf abweichende anatomische Strukturen in jungem Holz bestehen (Schweingruber 1990). Es gibt jedoch kein Werk, das sich vertieft mit der Anatomie von Zweigen befasst. Die vorliegende Arbeit möchte dazu beitragen, diese Forschungslücke zu schliessen. Es werden die anatomischen Merkmale von ein- bis vierjährigen Zweigen von 52 Gehölzarten vorgestellt. Dabei wird nicht nur das juvenile Holz betrachtet, sondern auch das Mark und die Rinde. Die Grundlage für diese Arbeit bildet eine Sammlung von 520 Zweigen, die an Wildstandorten in der Schweiz gesammelt wurden. Pro Art liegen mindestens fünf Präparate von mindestens drei Standorten vor. Vom selben Baum wurde nicht mehr als ein Zweig genommen.

Die Entstehung der Gewebe in einem Zweig

Ein sommergrüner Baum hat im Winterzustand viele Knospen, die im folgenden Frühling ausschlagen. Es erscheinen die Blätter, die Blüten, und jeder Zweig wächst über den Sommer ein Stück weiter, bis er im Herbst wieder an seiner Spitze eine oder mehrere Knospen bildet. Dies sind die Vorgänge von aussen betrachtet. Wie aber hat man sich das Wachsen der Zweige von innen vorzustellen, was geschieht da im Zweig? Schneidet man einen Zweig durch, so erkennt man verschiedene Gewebe: innen das Mark, darum herum das Holz, zuäusserst die Rinde (Abb. 2).

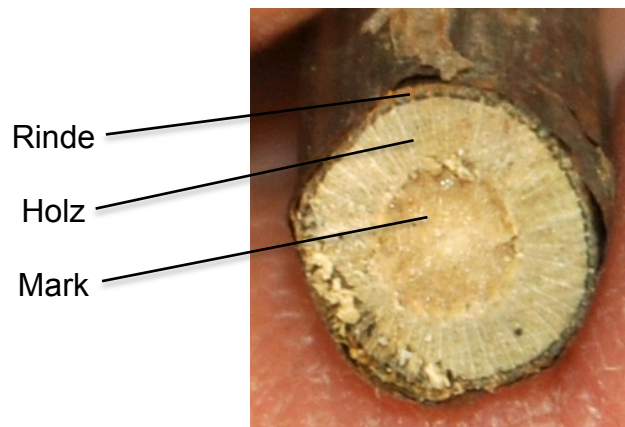


Abb. 2: Ein abgeschnittener Himbeer-Zweig (*Rubus idaeus*). In der Vergrößerung (rechts) erkennt man Mark, Holz und Rinde.

Diese Gewebe, das Mark, das Holz und die Rinde, haben alle ihren Ursprung im Apikalmeristem¹, das sich an der Spitze jedes Zweiges befindet. Aus dem Apikalmeristem entstehen zunächst verschiedene primäre Gewebe (Protoderm, Grundmeristem und Procambium), die sich kurz darauf zu den sekundären Geweben Epidermis, Grundgewebe und Cambium weiter entwickeln. Das Procambium ist eine in das Grundmeristem/Grundgewebe eingebettete Zellschicht, die das Grundmeristem/-gewebe in einen äusseren und einen inneren Bereich teilt: aussen die primäre Rinde (Cortex), innen das Mark (Abb. 3).

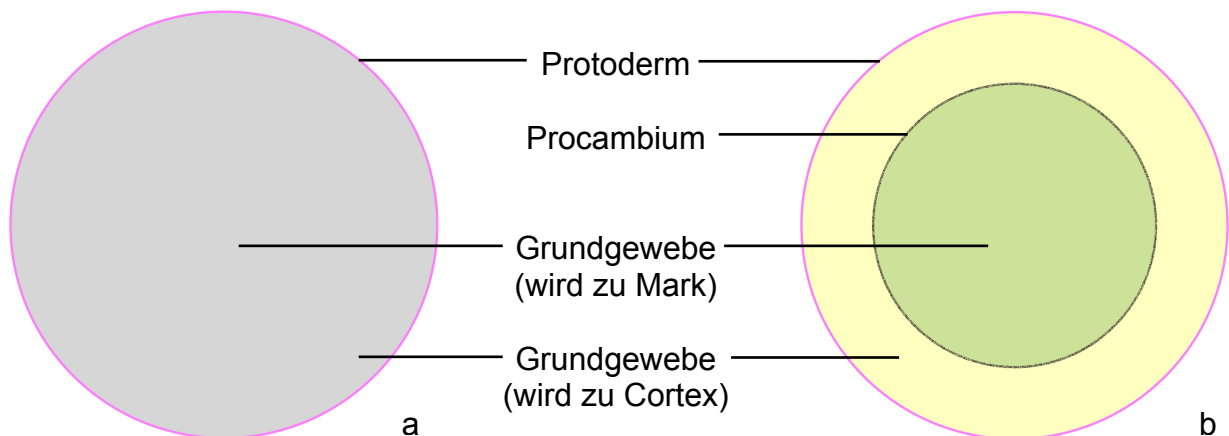


Abb. 3: Schematischer Querschnitt durch eine Zweigspitze direkt hinter dem Apex, noch undifferenziert (a) und mit beginnender Differenzierung der Gewebe (b).

¹ „apikal“ von lateinisch Apex = Spitze, „Meristem“ von griechisch merisein = teilen. Das Apikalmeristem bezeichnet also ein Gewebe an der Sprossspitze, dessen Zellen sich durch häufige Teilungen vermehren.

Die Zellen des Procambium-Ringes teilen sich und bilden so Gewebe nach aussen und nach innen. So entstehen zwischen Mark und Cortex die radial angeordneten Zellreihen des primären Leitgewebes (das primäre Phloëm und das primäre Xylem), gleichzeitig bildet das Procambium auch Grundgewebe (die Markstrahlen), das Mark und Cortex verbindet (Abb. 4). Abhängig von der Aktivität des Procambiums gibt es grundsätzlich zwei Bautypen des primären Leitgewebes: die Procambiumzellen können Leitgewebe auf einem axialen Hohlzylinder mit nur wenigen schmalen Markstrahlen bilden, oder sie bilden Leitgewebe auf axialen Strängen mit breiten Markstrahlen dazwischen. Entsprechend bildet das zuerst gebildete primäre Leitgewebe (primäres Phloëm und primäres Xylem) im Zweigquerschnitt einen fast geschlossenen Ring (Abb. 4a) oder einzelne Leitbündel (Abb. 4b).

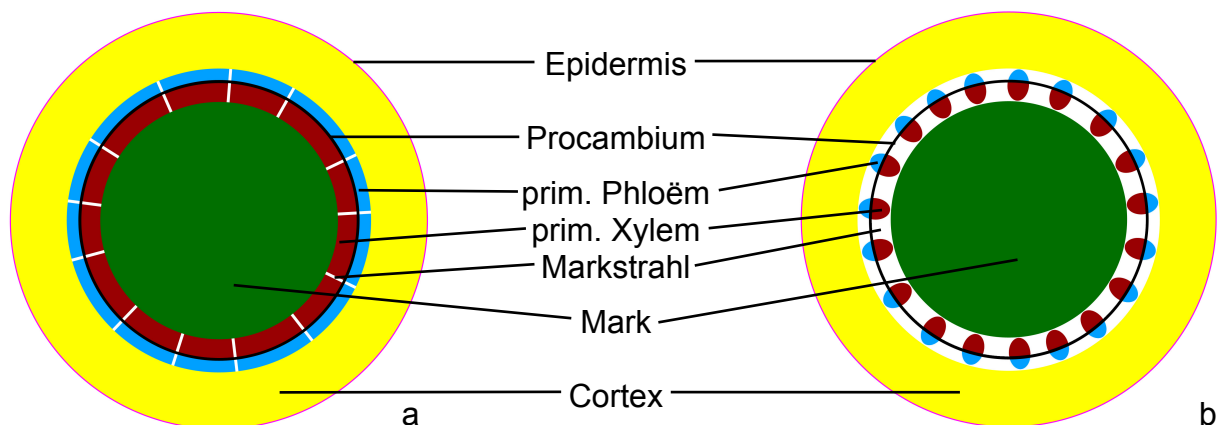


Abb. 4: Schematische Zeichnung der primären Leitgewebe. Der Procambium-Ring bildet Leitgewebe entweder auf dem ganzen Ring (a) oder als Leitbündel (b).

Das aus dem Procambium hervorgehende Cambium bildet dann zwischen primärem Phloëm und primärem Xylem das sekundäre Leitgewebe, d.h. einen bestimmten Teil der Rinde (das sekundäre Phloëm) und das Holz (das sekundäre Xylem). Das äussere und das innere Grundgewebe (die primäre Rinde und das Mark) bleiben aber immer über die Markstrahlen miteinander verbunden (Abb. 5). Die Markstrahlen werden ebenfalls von Cambiumzellen gebildet.

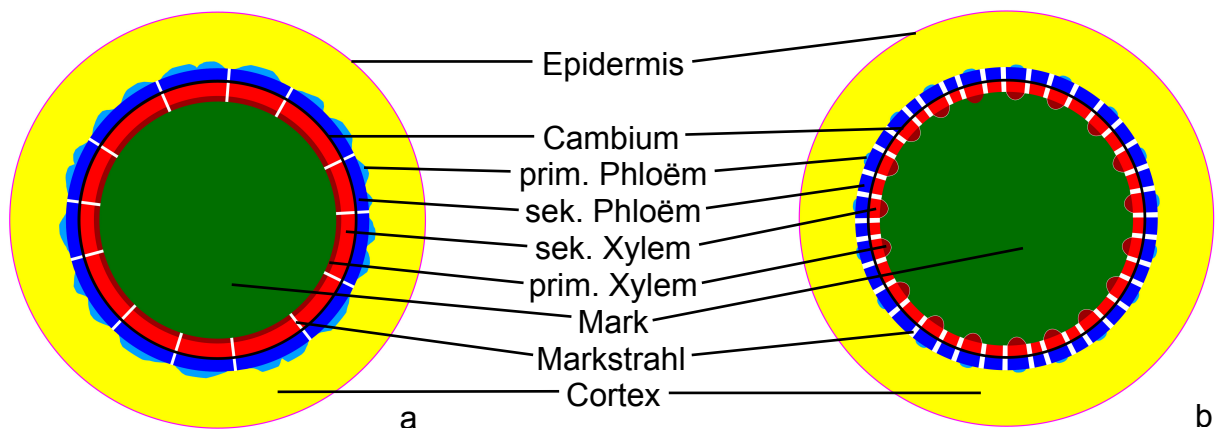


Abb. 5: Das Cambium hat das Procambium (Abb. 4) ersetzt, es bildet sekundäres Phloem und sekundäres Xylem. (a) Das primäre Phloëm (siehe Abb. 4a) wird dadurch nach aussen gedrängt und zerreisst unter der zunehmenden Zugspannung. (b) Auch zwischen den Leitbündeln (siehe Abb. 4b) bildet das Cambium sekundäres Leitgewebe.

Alle diese Entwicklungen, vom Apikalmeristem zu den primären Geweben und weiter zu den sekundären Geweben, geschehen auf ganz wenigen Millimetern direkt hinter der Zweigspitze (Abb. 6). Die primären Gewebe sorgen hauptsächlich für das Längenwachstum und nur wenig für das Breitenwachstum des Zweiges, die Sekundär-gewebe sind für das Breitenwachstum verantwortlich.

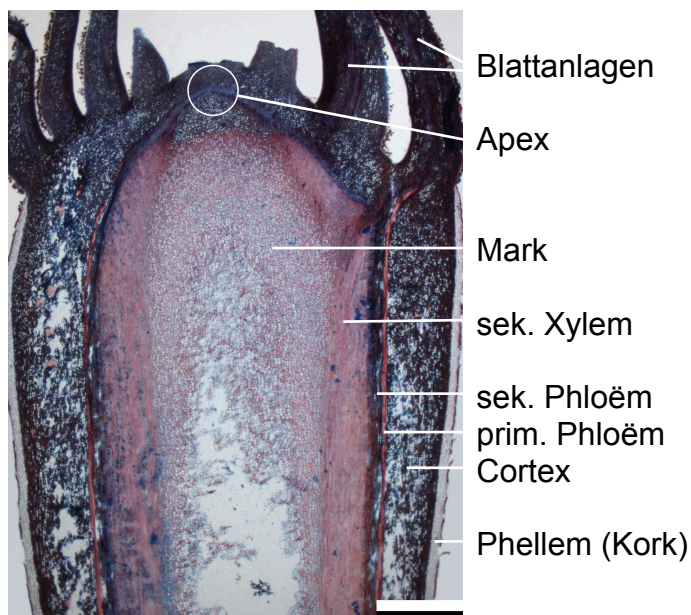


Abb. 6: Längsschnitt durch die Zweigspitze eines Eschenzweiges (*Fraxinus excelsior*). Oben sind die jungen Blattanlagen zu sehen, die zusammen die offene Knospe bilden. Bereits 1-2 mm unter dem Apex sind die sekundären Gewebe vollständig angelegt. Massstab: 1 mm.

Das Breitenwachstum geschieht durch die Tätigkeit des Cambiums, das nach innen Xylem und nach aussen Phloëm bildet. Dadurch wird der Zweig dicker und die Gewebe ausserhalb der innersten (= jüngsten) Schichten des Phloëms geraten unter

Zugspannung. Um zu verhindern, dass die Gewebe einreißen, entsteht oft schon im ersten Lebensjahr des Zweiges sekundäre Rinde: eine meristematische Schicht, das Korkcambium (Phellogen), wird gebildet, welches meist unmittelbar unter der Epidermis liegt. Das Korkcambium bildet radiale Zellreihen, nach innen das Phelloderm (lebende Zellen), nach aussen den Kork (Phellem) (schnell absterbende Zellen). Dieses Korkcambium und seine Produkte bezeichnet man zusammenfassend als Initialperiderm (Abb. 7a). Sobald sich das Initialperiderm gebildet hat, sterben die Zellen ausserhalb des Korkes ab, d.h. das Initialperiderm ersetzt die Epidermis und wird zur äussersten Schicht des Zweiges. Mit zunehmendem Alter des Zweiges wächst auch sein Durchmesser, so dass bald auch das Initialperiderm unter Zugspannung steht. Um die Spannung auszugleichen, wird im Cortex ein Folgeperiderm gebildet, das weiter innen liegt als das Initialperiderm (Abb. 7b) und zum Absterben der aussen liegenden Zellen des Cortex und des Initialperiderms führt. Dieser Vorgang wiederholt sich immer wieder; jedes weitere Folgeperiderm führt zum Absterben aller aussen liegenden Zellschichten. Auf diese Weise wird mit der Zeit der Cortex Stück für Stück abgestossen. Weitere Periderme werden in den äusseren Schichten des Phloëms gebildet, womit auch immer die ältesten (= äussersten) Schichten des Phloëms abgestossen werden.

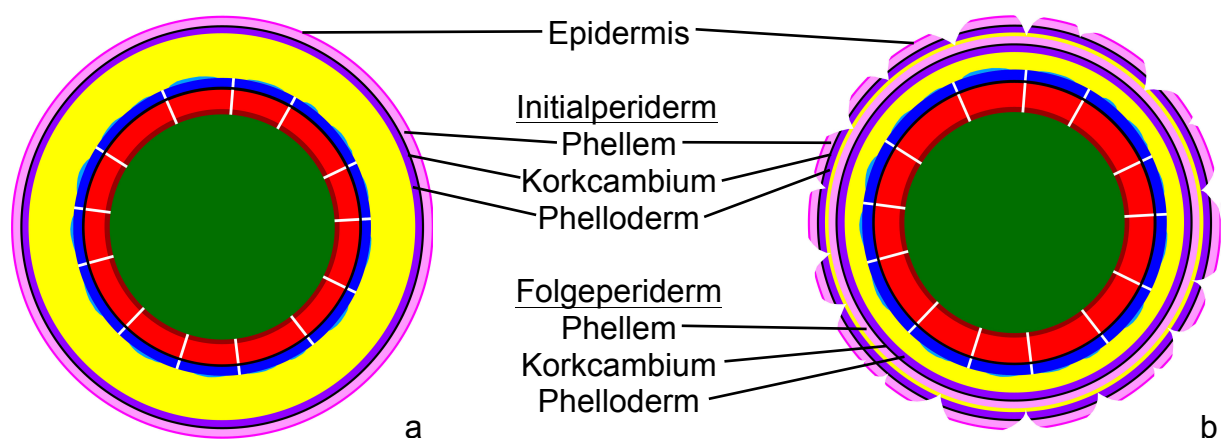


Abb. 7: Schematische Zeichnung der Peridermbildung. Das Initialperiderm entsteht zwischen Epidermis und Cortex (a). Ein erstes Folgeperiderm bildet sich im Cortex innerhalb des Initialperiderms (b). Sowohl das Initialperiderm als auch die Folgeperiderme können im Querschnitt kreisförmig (wie auf dieser Abbildung) oder schuppenförmig sein. Nicht angeschriebene Teile der Zeichnungen: siehe Abb. 5a.

Vom Zweig zum mikroskopischen Präparat

Um aus einem Zweig ein mikroskopisches Präparat herzustellen, braucht man ein Mikrotom, wenige Chemikalien und etwas Zeit.

Zunächst wird ein Zweigstück am Naturstandort vom Baum abgeschnitten, wobei man darauf achtet, dass es die gewünschte Anzahl an Jahrringen und genügend Internodium² enthält. Falls das Zweigstück nicht sofort weiter verarbeitet werden kann,

² Internodium: Zweigabschnitt ohne Blätter oder Verzweigungen

kann es (tagelang) in feuchtes Papier eingewickelt im Plastiksack im Kühlschrank oder (monatelang) in 30%igem Ethanol im Kühlschrank aufbewahrt werden.

Damit das Zweigstück in das Mikrotom eingespannt werden kann, wird es mit einer scharfen Holzsäge auf ca. 1 cm gekürzt. Eine Garten- oder Heckenschere ist dazu ungeeignet, da das Holz damit mehr gequetscht als geschnitten wird.

In der Holzanatomie sind drei Schnittorientierungen gebräuchlich: Querschnitt, Radialschnitt und Tangentialschnitt. Radial- und Tangentialschnitt sind Längsschnitte, die den kreisförmigen Querschnitt an verschiedenen Stellen schneiden: der Radialschnitt folgt dem Radius, d.h. führt durch den Mittelpunkt des Markes (Abb. 8a), der Tangentialschnitt schneidet durch den äussersten Bereich des sekundären Xylems (Abb. 8b).

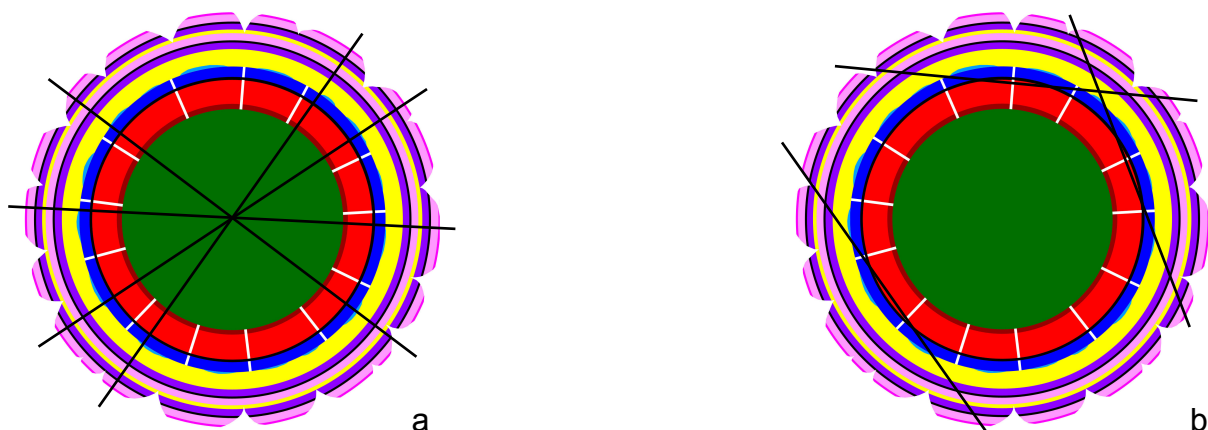


Abb. 8: Schnittorientierungen in der Holzanatomie. Der schematische Querschnitt durch einen Zweig (hier als Aufsicht auf ein Zweigstück gedacht) wird an verschiedenen Stellen längs geschnitten. (a) Vier Beispiele für Radialschnitte. Siehe auch Abb. 6 als Beispiel für einen Radialschnitt. (b) Drei Beispiele für Tangentialschnitte. Roter Kreis = sekundäres Xylem (Anschrift aller Gewebe siehe Abb. 5a und 7).

Mit dem Mikrotom werden nun in allen drei Schnittrichtungen mehrere jeweils 10-30 μm dünne Holzscheibchen vom Zweigstück abgeschnitten und mit Hilfe eines Pinsels sofort auf einen mit wenig Glycerin (99.5 %) bestrichenen Objektträger gelegt. Die Schnitte können so mehrere Wochen aufbewahrt werden.

Zur weiteren Verarbeitung benötigt man:

- Javellewasser (handelsübliche Qualität)
- destilliertes oder deionisiertes Wasser
- Astrablau
- Safranin
- Ethanol 97 %
- Ethanol 99 % (Ethanol absolutum pro analysi)
- Xylol (purum)
- Kanadabalsam
- Pipetten, Pinzette, Deckgläser, Objektträger, Rasierklingen, Handschuhe
- Magnetplatte, Magnete, Trockenschrank

Die Verarbeitung der Schnitte geschieht grösstenteils auf dem Objektträger; die flüssigen Substanzen werden mittels Pipetten aufgetropft und anschliessend durch

Schräghalten des Objektträgers seitlich wieder abfließen gelassen. Dazu arbeitet man mit Gummi-Handschuhen, um die Haut vor den Chemikalien zu schützen.

1. Schnitte auf Objektträger mit Javellewasser beträufeln (entfärbt das Holz). 2-5 Minuten einwirken lassen, bis das Holz fast weiss ist.
2. Schnitte auf Objektträger mit destilliertem oder deionisiertem Wasser waschen (entfernt Javellewasser und Glycerin), Wasser gut abtropfen lassen.
3. Schnitte falls nötig so arrangieren, dass sie nicht übereinander liegen. Färbeflüssigkeit tropfenweise auftragen (Mischung aus Astrablau und Safranin 1,5 : 1; Safranin färbt Lignin rot, Astrablau färbt unverholztes Gewebe blau). 1-2 Minuten einwirken lassen.
4. Färbeflüssigkeit mehrmals mit Ethanol (97 %) auswaschen.
5. Ethanol (97 %) mit Ethanol absolutum (99 %) auswaschen.
6. Ethanol absolutum (99 %) mit Xylol auswaschen.
7. Kanadabalsam auf neuen Objektträger auftropfen und glatt streichen, Schnitte mit Pinzette darauf arrangieren, Deckglas auflegen.
8. Das fertige Präparat beschweren, damit die Schnitte möglichst waagrecht im möglichst dünnen Kanadabalsam liegen. Dazu können die Präparate z.B. mit starken Magneten auf den Deckgläsern auf einer Magnetplatte fixiert werden. So 1-2 Tage bei 50°C im Trockenschrank trocknen lassen.
9. Das trockene Präparat mindestens zwei Wochen bei Zimmertemperatur aushärten lassen.
10. Falls nötig Kanadabalsam mit Rasierklinge vom Deckglas entfernen.

Auf diese Weise wurden die in diesem Werk verwendeten Präparate (Abb. 9) hergestellt. Alle Fotos wurden mit einer Leica DFC420 Kamera durch ein Leica DM RP Stereomikroskop angefertigt bei 25-, 50-, 100-, 200-, 400- oder 630facher Vergrößerung. Die Holzschnitte wurden mit Durchlicht fotografiert, in manchen Fällen kam ein Polarisationsfilter hinzu (crossed polarized light, xpl). Polarisiertes Licht lässt Cellulose³ und Kristalle aufleuchten. Falls nötig wurden die Fotos mit Photoshop CS5.1 bearbeitet.

³ Cellulose ist ein Bestandteil pflanzlicher Zellwände. Cellulosemoleküle ordnen sich zu langen Ketten (Mikrofibrillen), die in der Primärwand ungeordnet, in der Sekundärwand parallel liegen. In polarisiertem Licht erscheinen die Sekundärwände hell.

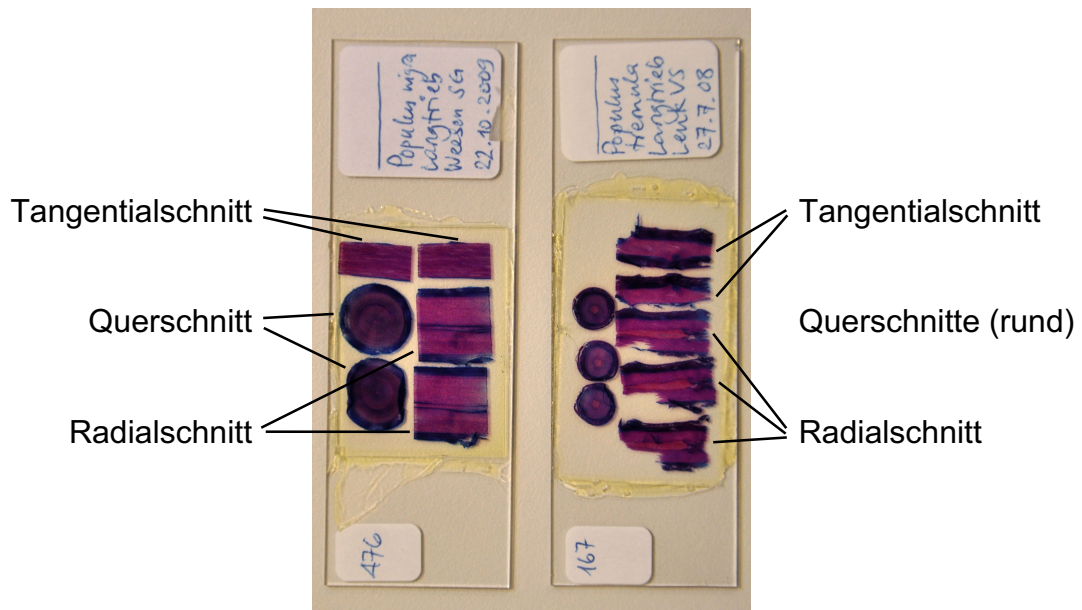


Abb. 9: Zwei fertige Präparate, links Schwarzpappel (*Populus nigra*), rechts Zitterpappel (*Populus tremula*).

Zum Gebrauch des Buches

Dieses Buch soll es ermöglichen, Zweigholz der beschriebenen 52 Arten anhand von Mark, Rinde und/oder 1-4jährigem Holz mindestens gattungsgenau bestimmen zu können. Die Kenntnis des adulten Holzes wird dabei vorausgesetzt und auf einschlägige Schlüssel verwiesen wie z.B. Schweingruber (1990). In diesem Buch werden bei den Artbeschreibungen nur Merkmale erwähnt, die von denen des adulten Holzes abweichen. Alle in den Schlüsseln und den Artbeschreibungen erwähnten Merkmale sind in den Merkmalskatalogen aufgeführt und erklärt.

Die Nomenklatur der Arten richtet sich nach Lauber *et al.* (2012).

Literatur

- Evert R.F. (2009) *Esaus Pflanzenanatomie. Meristeme, Zellen und Gewebe der Pflanzen - ihre Struktur, Funktion und Entwicklung*. Walter de Gruyter, Berlin.
- Fitschen J. (2006) *Gehölzflora. Ein Buch zum Bestimmen der in Mitteleuropa wildwachsenden und angepflanzten Bäume und Sträucher. Mit Knospen- und Früchteschlüssel*. Quelle und Meyer, Wiebelsheim.
- Godet J.-D. (2015a) *Einheimische Bäume und Sträucher*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Godet J.-D. (2015b) *Knospen und Zweige. Einheimische Bäume und Sträucher*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Greguss P. (1955) *Xylotomische Bestimmung der heute lebenden Gymnospermen*. Akadémiai Kiado, Budapest.
- Greguss P. (1959) *Holzanatomie der europäischen Laubhölzer und Sträucher*. Akadémiai Kiado, Budapest.
- Grosser D. (2003) *Die Hölzer Mitteleuropas. Ein mikrophotographischer Lehratlas*. Norbert Kessel, Remagen-Oberwinter.
- Hecker U. & Schmidt P.A. (2009) *Taschenlexikon der Gehölze. Ein botanisch-ökologischer Exkursionsbegleiter*. Quelle und Meyer, Wiebelsheim.
- Kadereit J.W., Körner C., Kost B. & Sonnewald U. (2014) *Strasburger - Lehrbuch der Pflanzenwissenschaften*. Springer Spektrum, Berlin.
- Lauber K., Wagner G. & Gygax A. (2012) *Flora Helvetica*. Paul Haupt, Bern.
- Lüder R. (2013) *Bäume bestimmen - Knospen, Blüten, Blätter, Früchte. Der Naturführer für alle Jahreszeiten*. Paul Haupt, Bern.
- Raven P.H., Evert R.F. & Eichhorn S.E. (2006) *Biologie der Pflanzen*. Walter de Gruyter, Berlin.
- Roloff A. & Bärtels A. (2014) *Flora der Gehölze. Bestimmung, Eigenschaften, Verwendung. Mit Winterbestimmungsschlüssel*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Schulz B. (2013) *Gehölzbestimmung im Winter mit Knospen und Zweigen*. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Schweingruber F.H. (1990) *Mikroskopische Holzanatomie. Formenspektrum mitteleuropäischer Stamm- und Zweighölzer zur Bestimmung von rezentem und subfossilem Material*. Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft, Birmensdorf.
- Schweingruber F.H. (2011) *Anatomie europäischer Hölzer*. Norbert Kessel, Remagen-Oberwinter.
- Wagenführ R. (2006) *Holzatlas*. Carl Hanser, München.

Feature Descriptions (Conifers)

Introduction

The following part describes all microscopic features mentioned in the descriptions of the conifer species.

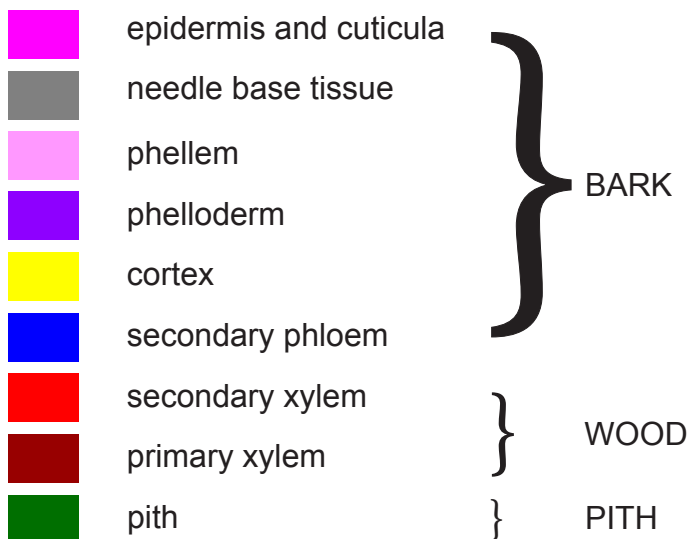
Most photos are either transverse sections or radial sections. The position of the wood is on transverse sections pith down and bark up, on radial sections pith left and bark right. Exceptions from this rule occur but are self-explaining, e.g. a transverse section showing the whole twig or a radial section showing the whole pith.

Colour codes

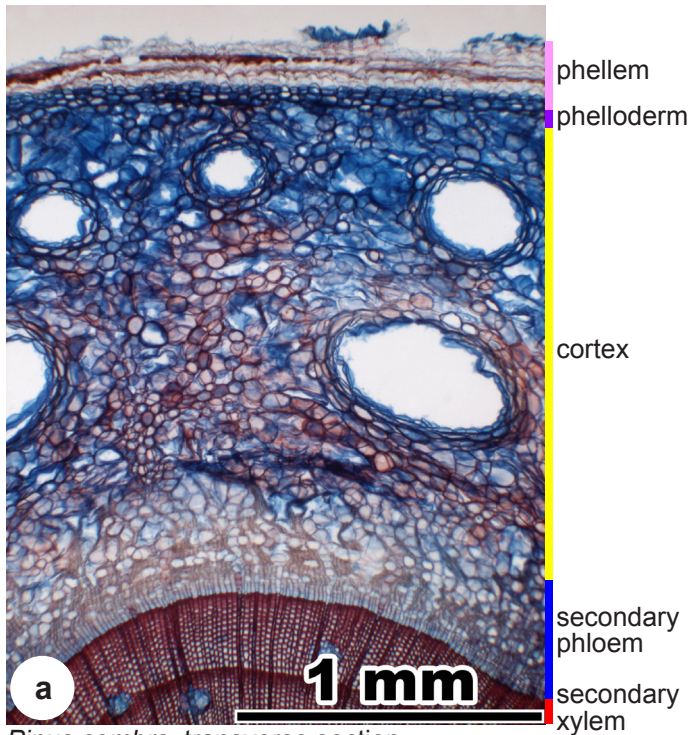
The different tissues are indicated by colour bars, in transverse sections to the right of (a), in radial and tangential sections above (b) each photo. On the respective margin of the photos, the borders of the specific tissues correspond exactly with the colour blocks.

Tissues can also be indicated by coloured circles (c).

In conifers the tissues normally appear in the following order, from outside in on transverse sections:



Examples:



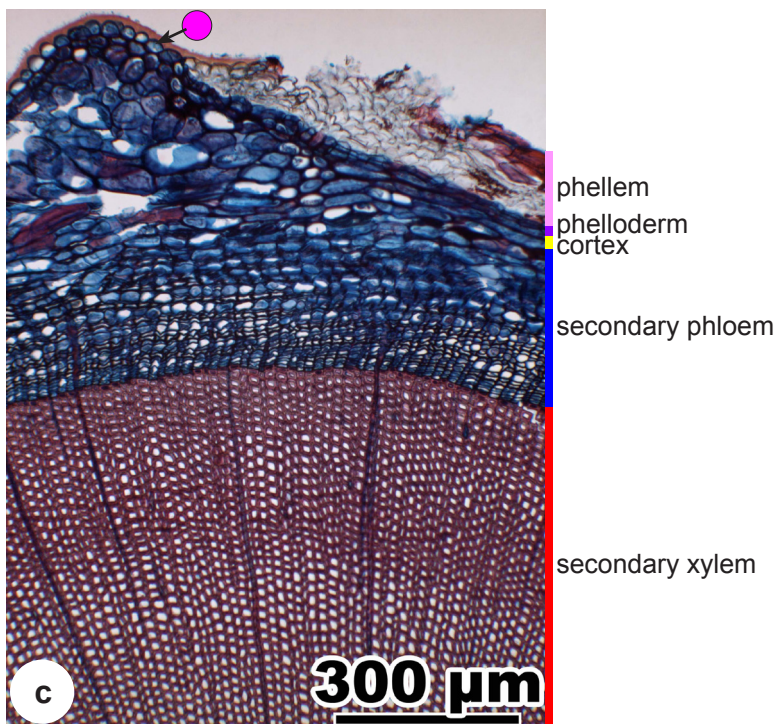
Pinus cembra, transverse section

The colour bar helps to understand: this photo shows a transverse section through bark.



Picea abies, radial section

In longitudinal sections, the colour bar is above the photo.



Taxus baccata, transverse section

The colour bar indicates: this photo shows a transverse section through wood and bark. The pink circle indicates the epidermis, a tissue not present at the right photo margin.

Table of contents

- 1 Pith features
 - 1.1 Pith shape
 - 1.2 Pith cell composition
 - 1.2.1 Pith homocellular
 - 1.2.2 Pith heterocellular
 - 1.3 Pith cell arrangement
 - 1.3.1 Axial cell arrangement
 - 1.3.2 Localization of specialized parenchyma cells in the pith
 - 1.3.3 Arrangement of specialized parenchyma cells
 - 1.3.4 Pith chambered
 - 1.4 Pith parenchyma cells
 - 1.4.1 Parenchyma cell shape in transverse section
 - 1.4.2 Parenchyma cell shape in radial section
 - 1.4.3 Size of parenchyma cells
 - 1.4.4 Lignification of parenchyma cell walls
 - 1.4.5 Pits in parenchyma cell walls
 - 1.5 Intercellulars
 - 1.6 Pith in crossed polarized light
- 2 Primary xylem features
 - 2.1 Number of vascular bundles around the pith
 - 2.2 Arrangement of tracheary elements
 - 2.2.1 Protoxylem tracheary elements
 - 2.2.2 Metaxylem tracheary elements
 - 2.3 Parenchyma cells
 - 2.3.1 Shape of parenchyma cells
- 3 Secondary xylem features (first annual ring)
 - 3.1 Rays
 - 3.2 Axial tracheids
- 4 Bark features
 - 4.1 Phloem
 - 4.1.1 Structure of phloem
 - 4.1.2 Phloem cell composition
 - 4.1.3 Mineral inclusions
 - 4.1.4 Secretory elements
 - 4.1.5 Primary phloem
 - 4.2 Cortex
 - 4.2.1 Structure of cortex
 - 4.2.2 Cortex cell composition
 - 4.2.3 Mineral inclusions
 - 4.3 Periderm
 - 4.3.1 Structure of periderm
 - 4.3.2 Periderm cell composition
 - 4.3.3 Localization of periderms
 - 4.4 Needle base tissue
 - 4.5 Epidermis

1 Pith features

1.1 Pith shape

Species-specific pith shapes occur only in well developed internodes. In transverse sections the pith shape is round, roundish or oval (fig. 1), star-shaped (figs. 2, 3), triangular (fig. 4), or rhombic (fig. 5). Because all piths show points where rays emerge, there is a smooth transition between round/roundish/oval and star-shaped pith shapes.

The pith shape varies along the shoot. In tiny shoots it can be very small (fig. 6), and near a nodium the pith shape becomes irregular due to the leaf trace (figs. 6, 7).

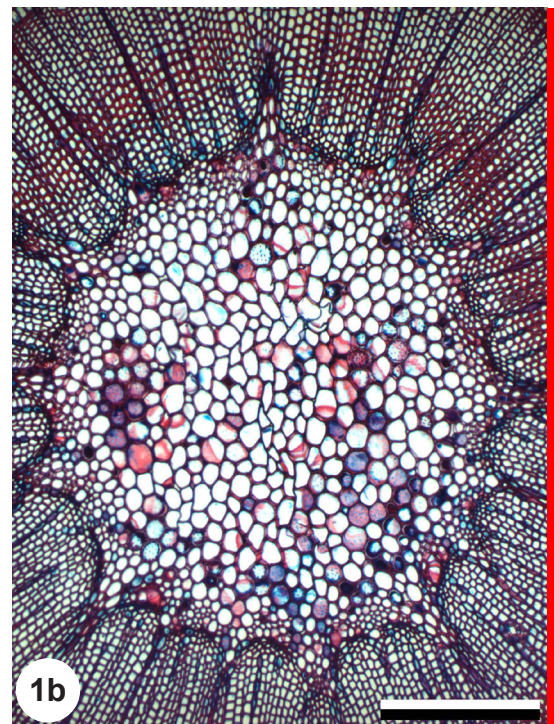
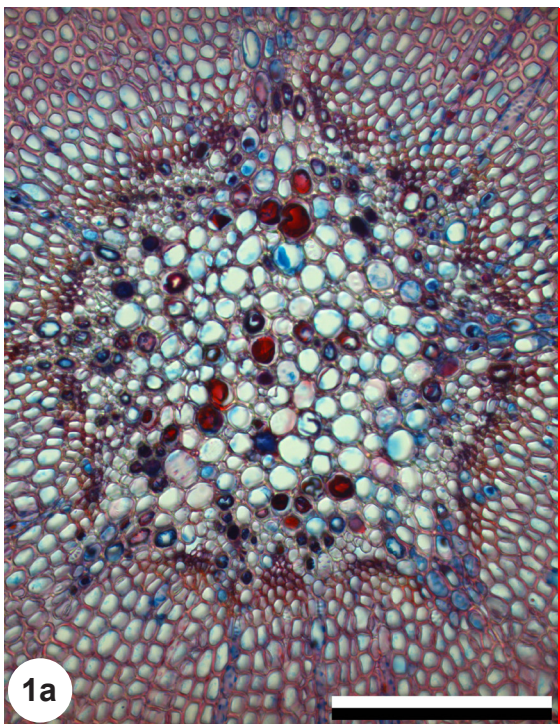


Fig. 1: Pith of *Larix decidua* (1a), *Picea abies* (1b), *Pinus sylvestris* (1c), transverse sections. Round to roundish pith.
Scale: 200 μm (1a), 300 μm (1b, 1c).

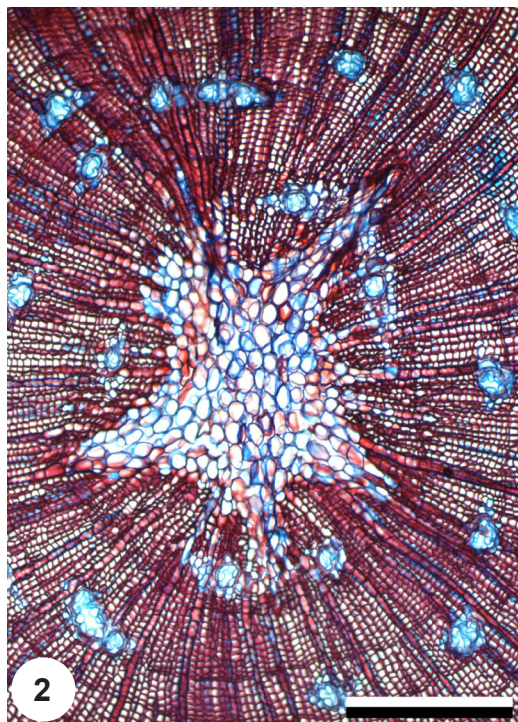
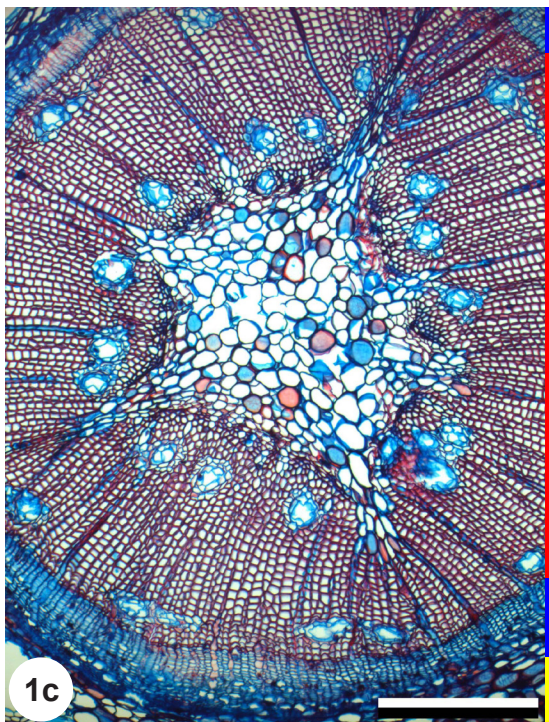


Fig. 2: Pith of *Pinus cembra*, transverse section.
Star-shaped pith with five points.
Scale: 300 μ m.

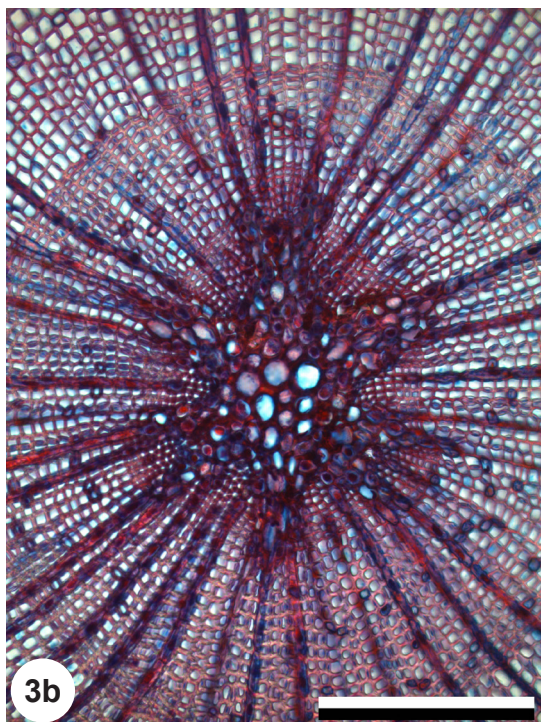
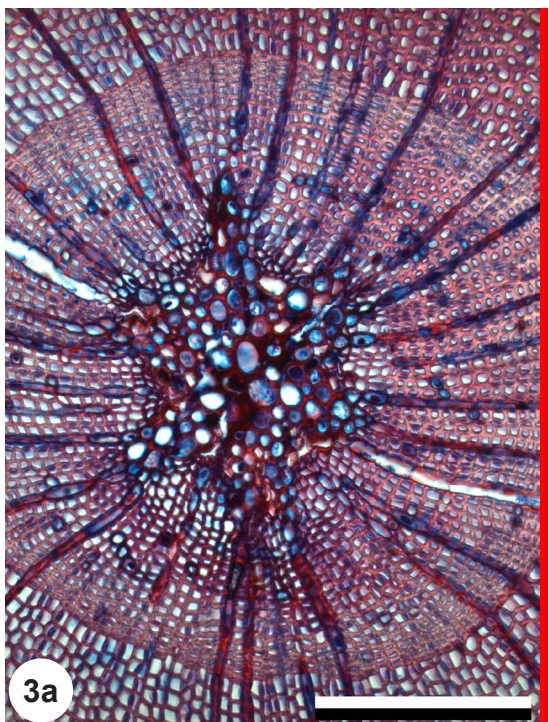


Fig. 3: Pith of *Juniperus communis* (3a, 3b), transverse sections.
Star-shaped piths with six points.
Scale: 200 μ m.

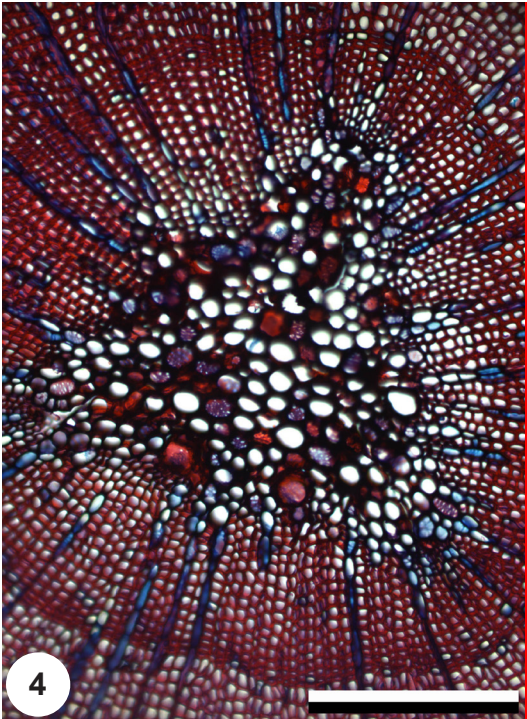


Fig. 4: Pith of *Juniperus communis*, transverse section.
Triangular pith.
Scale: 200 μm .

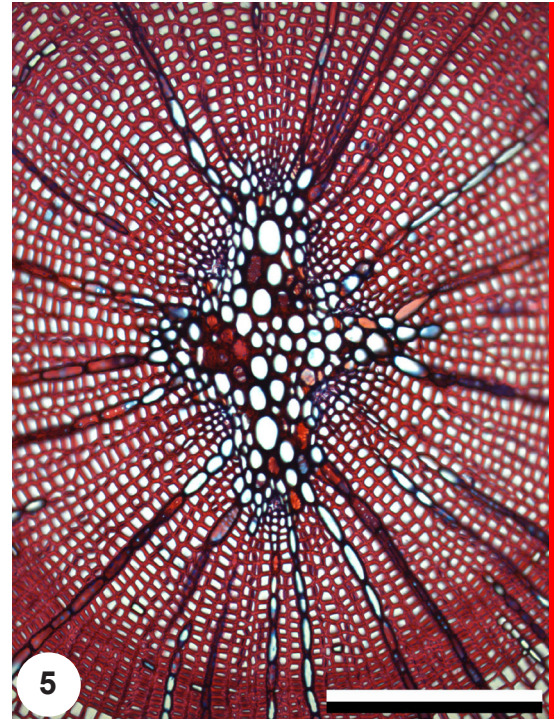


Fig. 5: Pith of *Juniperus sabina*, transverse section.
Rhombic pith.
Scale: 200 μm .

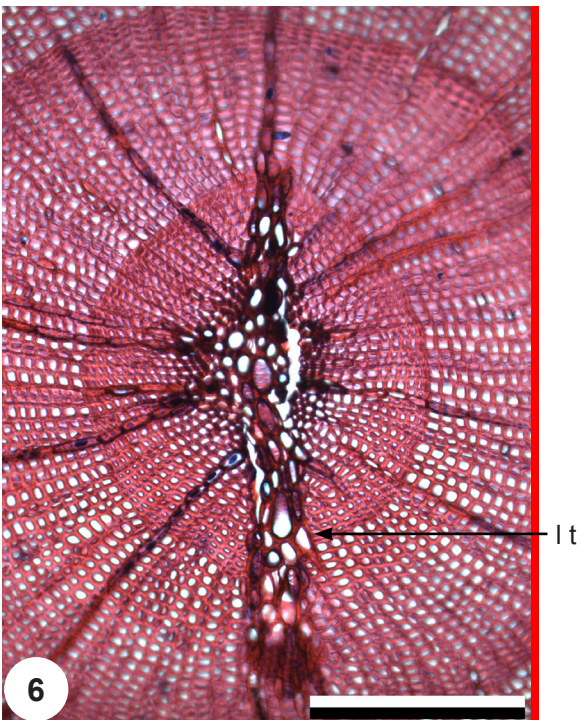


Fig. 6: Pith of *Juniperus sabina*, transverse section.
Small pith in a tiny twig, downwards a leaf trace (l t).
Scale: 200 μm .

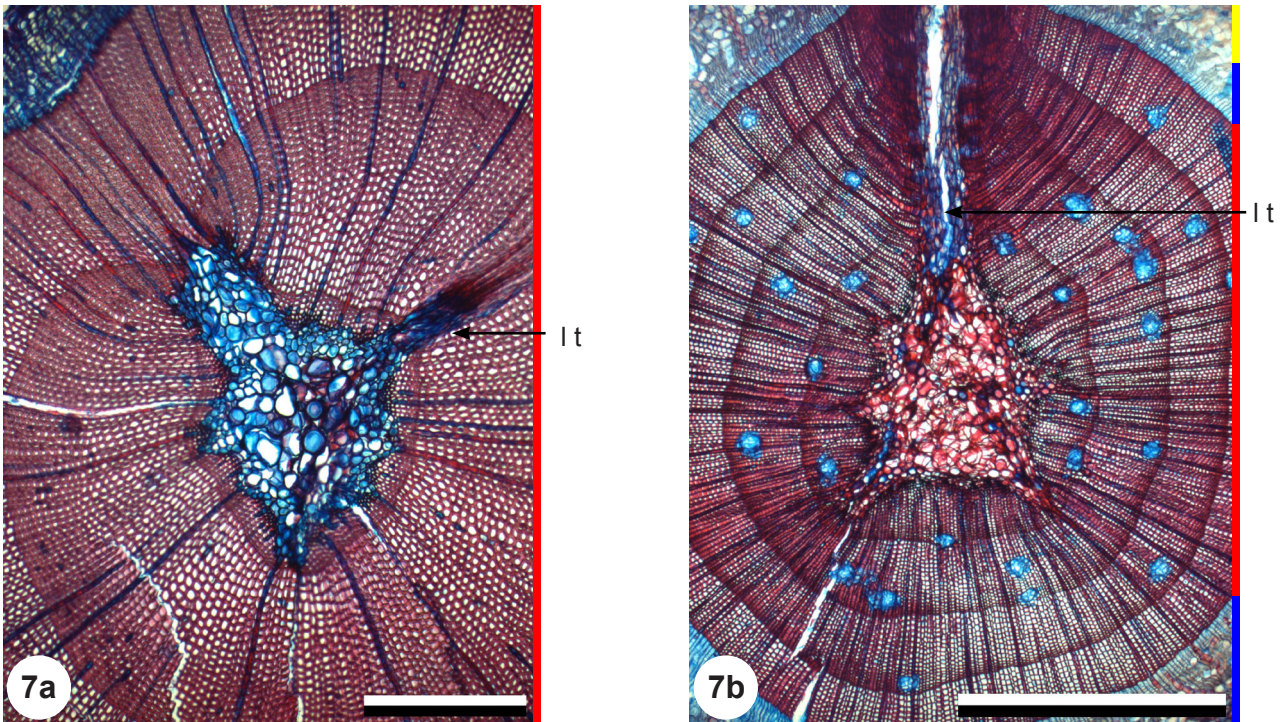


Fig. 7: Pith of *Taxus baccata* (7a) and *Pinus cembra* (7b), transverse sections. Near a nodium the leaf trace (l t) is large. Scale: 300 μ m (7a), 0.5 mm (7b).

1.2 Pith cell composition

Different parenchyma cells may occur in the pith. The pith is called homocellular if only normal, unspecialized parenchyma cells of about the same size are present. The pith is called heterocellular if specialized parenchyma cells are present, i.e. some parenchyma cells contain tannins, dark stained substances or crystals, or if unspecialized parenchyma cells of different sizes are present. To decide whether a pith is homocellular or heterocellular, transverse and longitudinal sections have to be observed.

1.2.1 Pith homocellular

A homocellular pith consists only of normal, unspecialized parenchyma cells of about the same size (fig. 8).

1.2.2 Pith heterocellular

A heterocellular pith includes among the normal parenchyma cells cells with contents (tannins and other dark stained substances, gum, crystals etc.) (fig. 9), or it shows two different sizes of normal parenchyma cells, e.g. species with diaphragms (see 1.3.4).

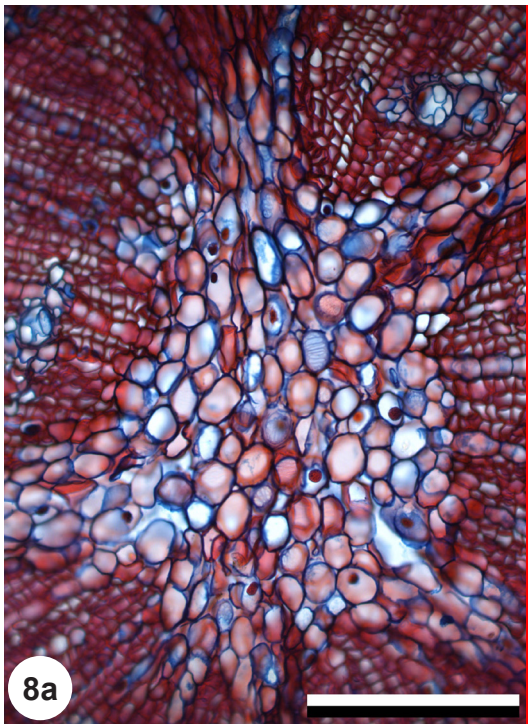


Fig. 8: Pith of *Pinus cembra*, transverse section (8a), radial section (8b).
Homocellular pith: only normal parenchyma cells are present.
Scale: 200 μ m.

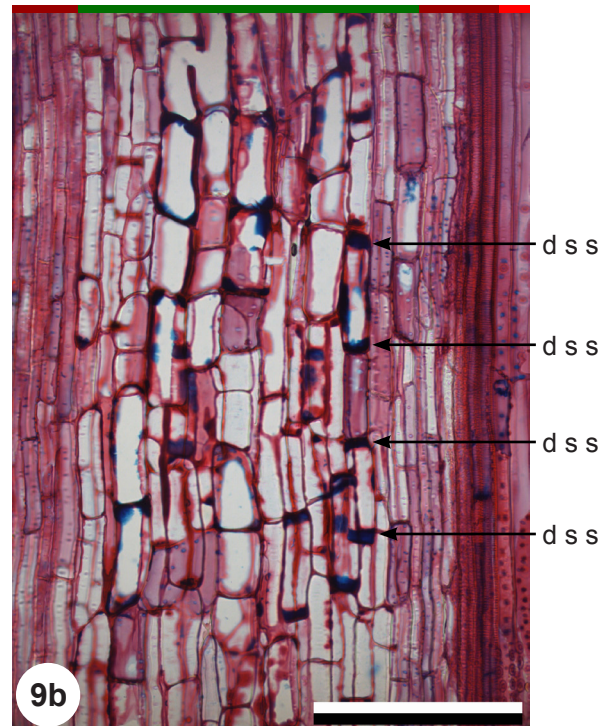
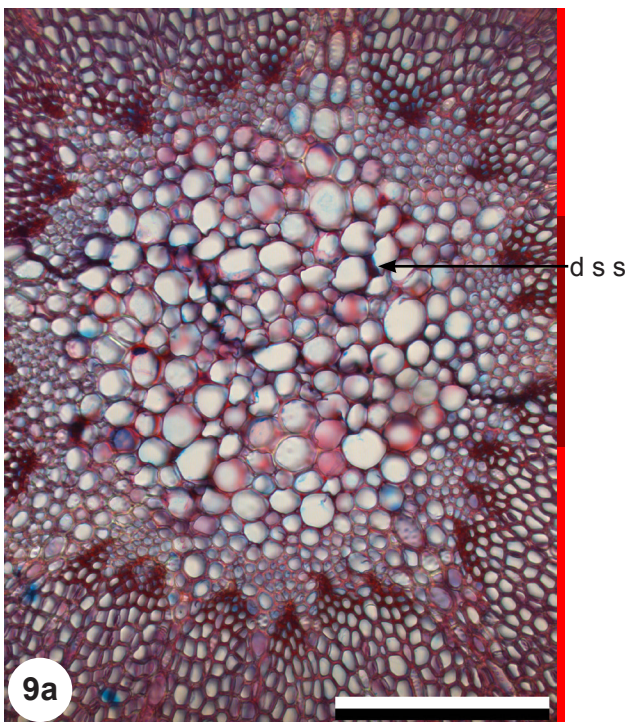


Fig. 9: Pith of *Larix decidua*, transverse section (9a), radial section (9b).
Heterocellular pith: among normal parenchyma cells are cells containing dark stained substances (d s s). In this specimen the dark stained substances often concentrate in the axial short edges of a cell (9b).
Scale: 200 μ m.

1.3 Pith cell arrangement

1.3.1 Axial cell arrangement

The axial cell arrangement is expressed in longitudinal sections. When all cells are arranged in axial rows, rows can either be straight (fig. 10) or undulating (fig. 11). In some species not all cells are arranged in axial rows (fig. 12).



Fig. 10: Pith of *Larix decidua*, radial section. Pith cells arranged in straight axial rows. Scale: 300 μ m.

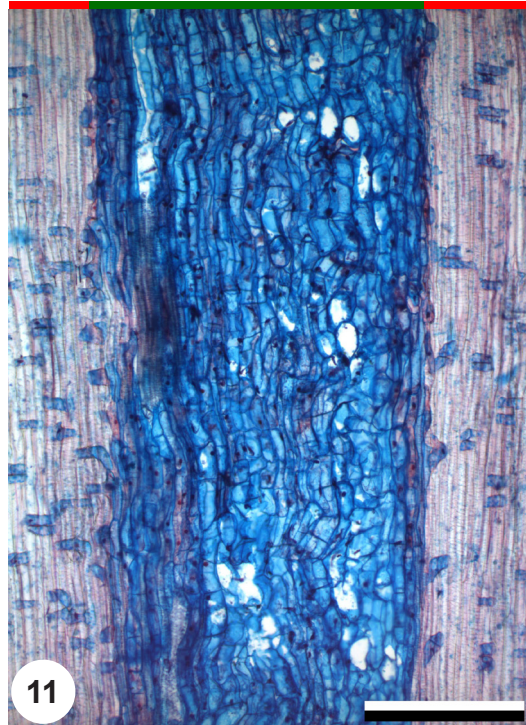


Fig. 11: Pith of *Taxus baccata*, radial section. Pith cells arranged in undulating axial rows. Scale: 300 μ m.

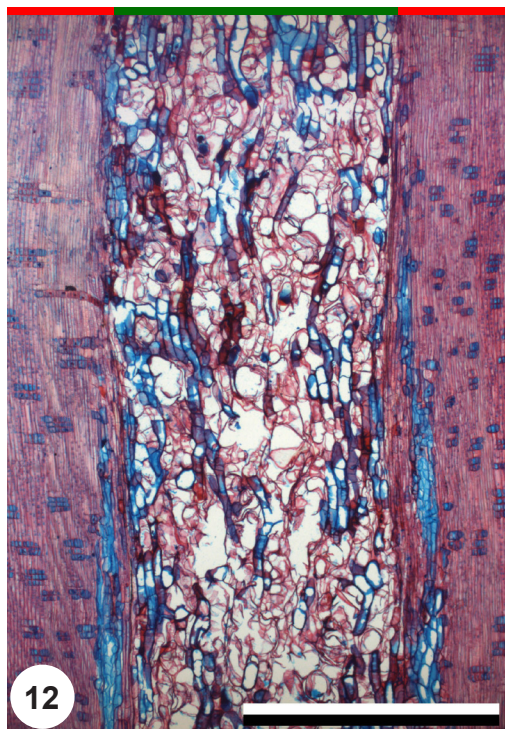


Fig. 12: Pith of *Pinus mugo*, radial section. Some pith cells arranged in undulating axial rows, others arranged irregularly. Scale: 0.5 mm.

1.3.2 Localization of specialized parenchyma cells in the pith

In the analyzed species specialized parenchyma cells are rarely found. All such cells contain dark stained substances, occur mainly peripheral (fig. 13) or are equally distributed in the pith (fig. 14).

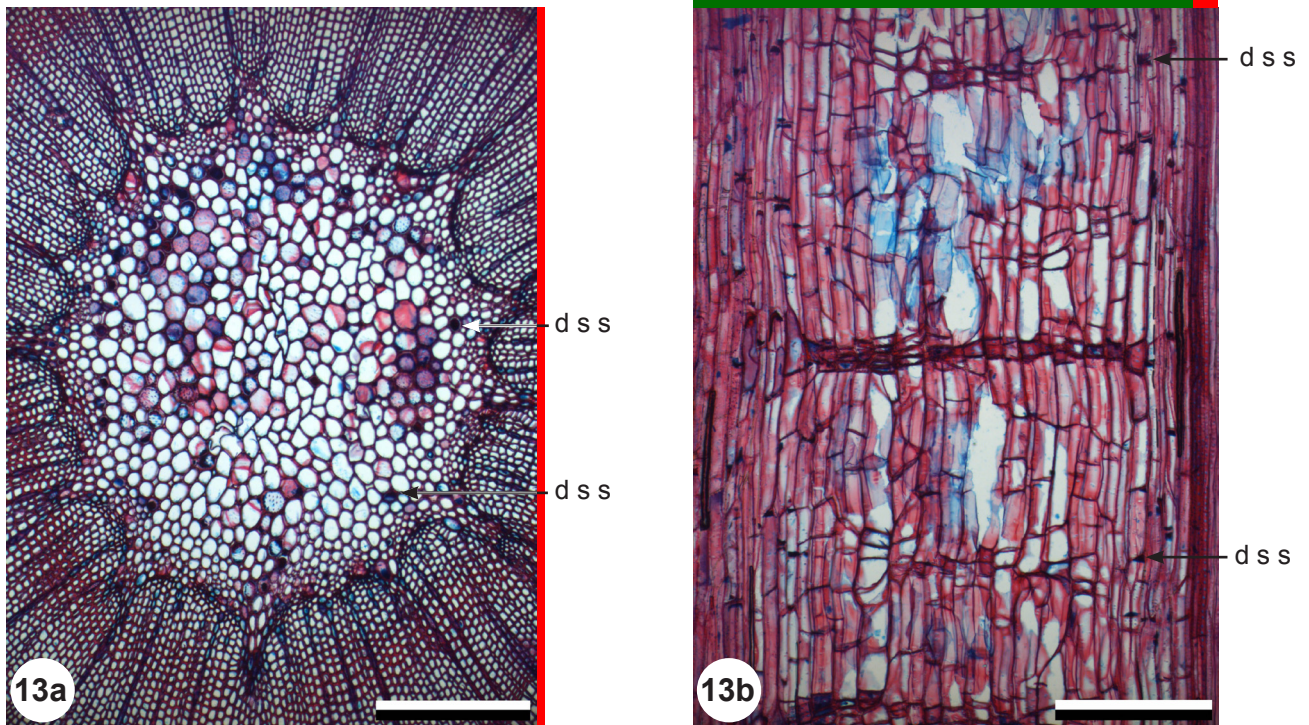


Fig. 13: Pith of *Picea abies*, transverse section (13a), radial section (13b). Specialized parenchyma cells with dark stained substances (d s s) in the axial short edges occur at the periphery of the pith. Scale: 300 μ m.

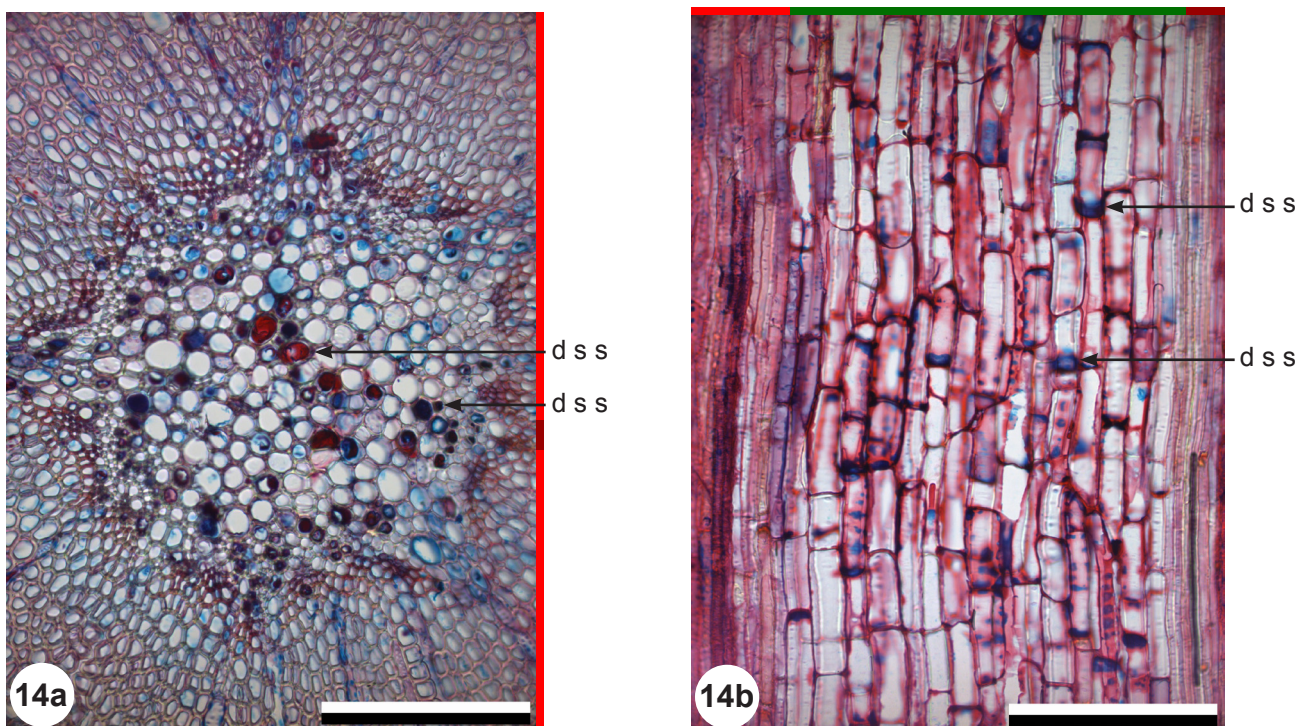


Fig. 14: Pith of *Larix decidua*, transverse section (14a), radial section (14b). Specialized parenchyma cells with dark stained substances (d s s) in the axial short edges are regularly distributed in the pith. Scale: 200 μ m.

1.3.3 Arrangement of specialized parenchyma cells

Specialized parenchyma cells can be arranged solitary or in axial multiples, i.e. several specialized parenchyma cells follow each other in an axial row (fig. 15).

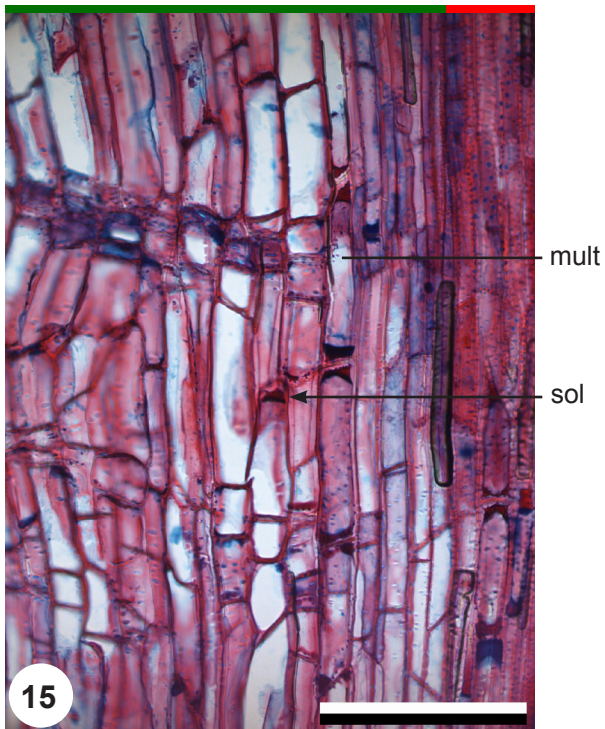


Fig. 15: Pith of *Picea abies*, radial section.
Specialized parenchyma cells with dark stained substances in the axial short edges are arranged solitarily (sol) or in axial multiples (mult).
Scale: 200 μm .

1.3.4 Pith chambered

A chambered or diaphragmed pith is defined by more or less horizontal plates consisting of several layers of axially shortened parenchyma cells (figs. 16, 17). The plates are called diaphragms.

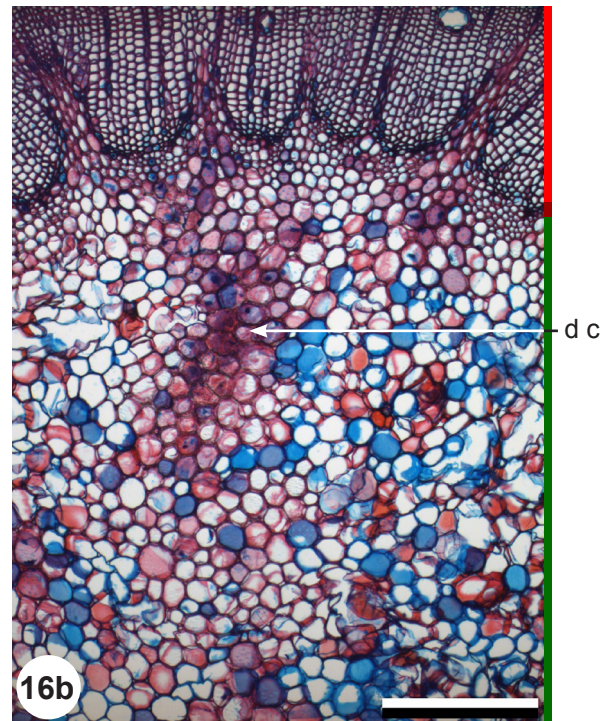
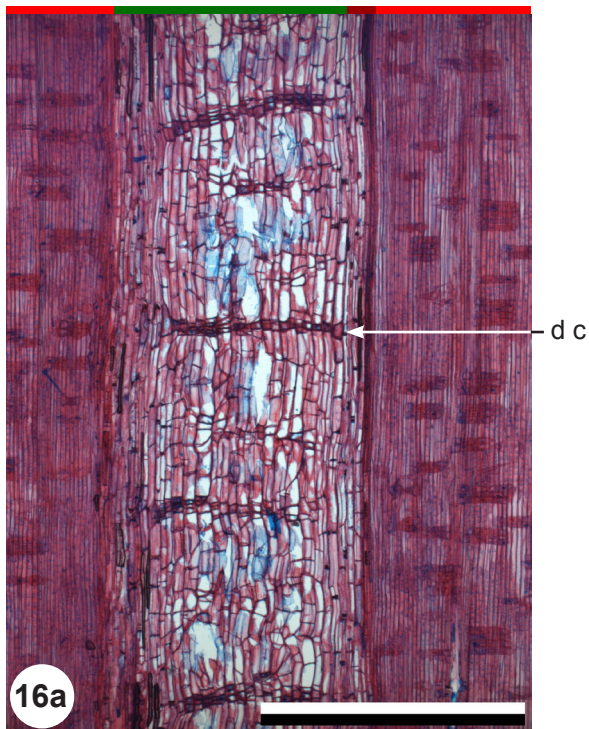


Fig. 16: Pith of *Picea abies*, radial section (16a), transverse section (16b).
Chambered pith. Diaphragm cells (d c).
Scale: 0.5 mm (16a), 300 μ m (16b).

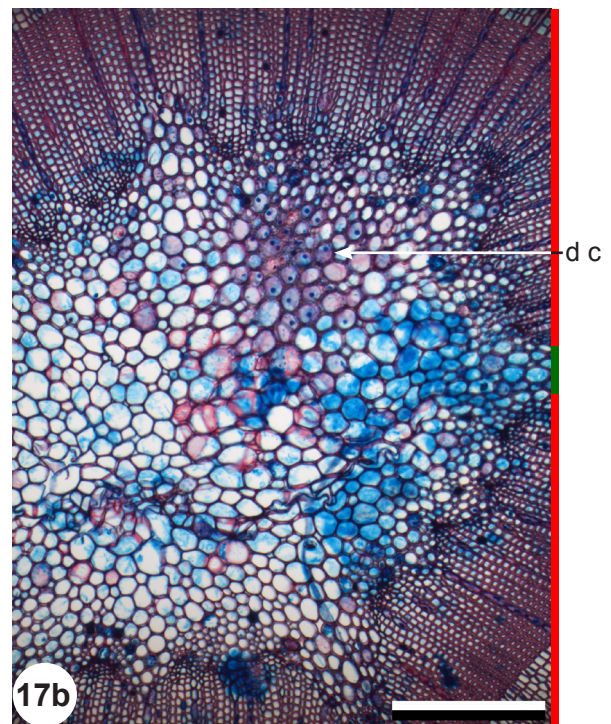
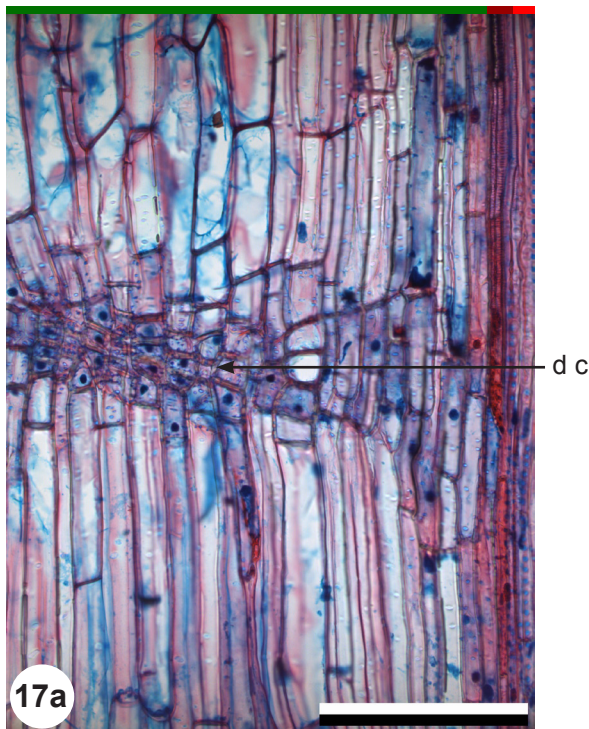


Fig. 17: Pith of *Abies alba*, radial section (17a), transverse section (17b).
Chambered pith. Diaphragm cells (d c).
Scale: 200 μ m (17a), 300 μ m (17b).

1.4 Pith parenchyma cells

1.4.1 Parenchyma cell shape in transverse section

Most pith cells are round, roundish or oval in transverse section (fig. 18). Angular cells are rarely found (fig. 19). Irregularly shaped cells often occur in *Pinus* (fig. 20).

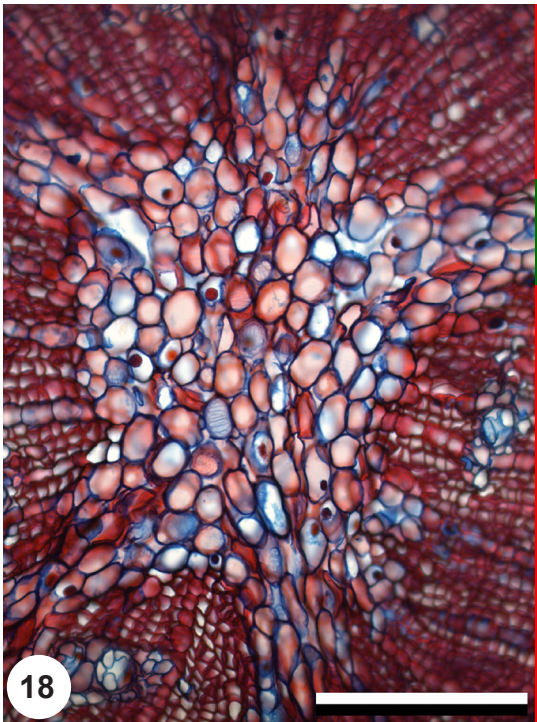


Fig. 18: Pith of *Pinus cembra*, transverse section. Most cells are roundish. Scale: 200 μ m.

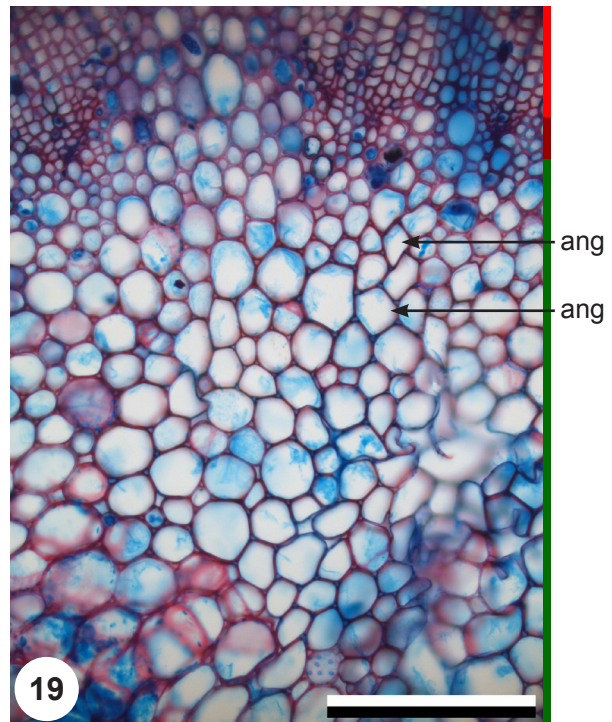


Fig. 19: Pith of *Abies alba*, transverse section. Some pith cells have an angular shape (ang). Scale: 200 μ m.

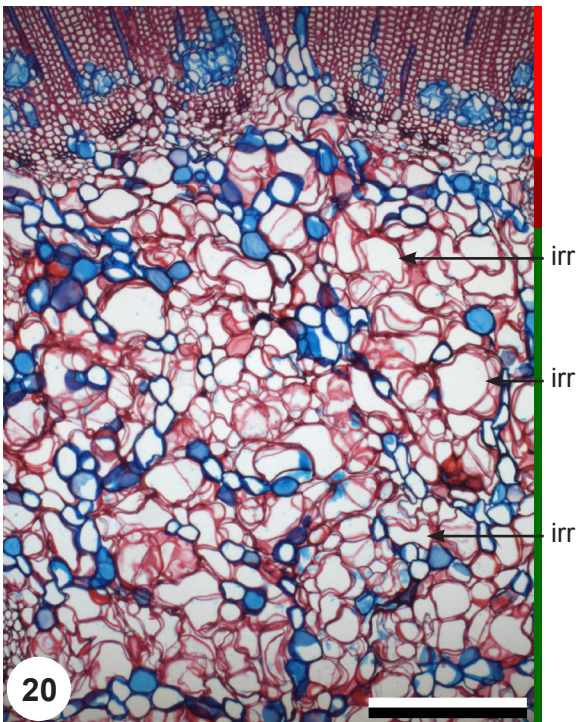


Fig. 20: Pith of *Pinus mugo*, transverse section. Many of the red stained pith cells have an irregular shape (irr). Scale: 300 μ m.

1.4.2 Parenchyma cell shape in radial section

In radial sections most pith cells are rectangular and axially elongated or upright (figs. 21 and 22), some of them may have rounded corners (fig. 21). Radially elongated or procumbent cells are limited to diaphragms (fig. 22). Irregularly shaped cells often occur in *Pinus* (fig. 23).



Fig. 21: Pith of *Pinus sylvestris*, radial section. Rectangular, axially elongated pith cells with rounded corners. Scale: 200 μ m.

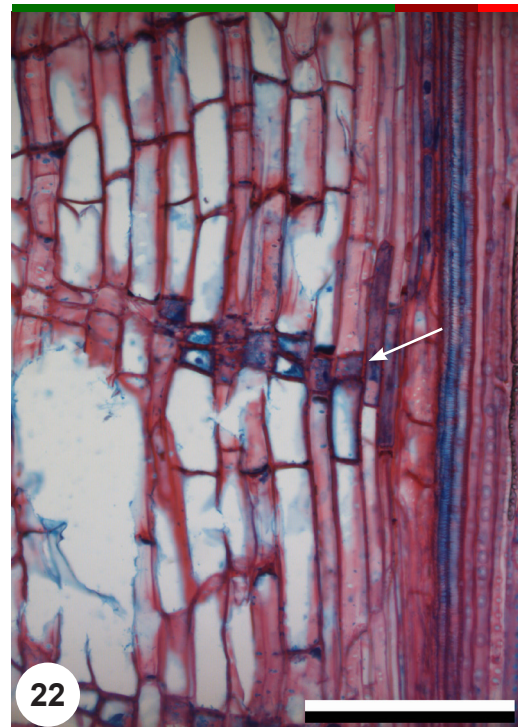


Fig. 22: Pith of *Picea abies*, radial section. Rectangular, axially elongated pith cells. Arrow: radially elongated to square diaphragm cells. Scale: 200 μ m.

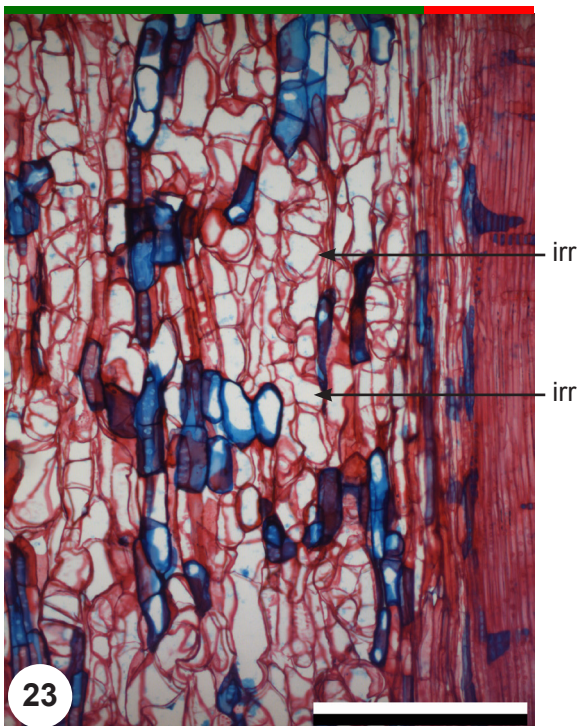


Fig. 23: Pith of *Pinus mugo*, radial section. Irregularly shaped pith cells (irr). Scale: 100 μ m.

1.4.3 Size of parenchyma cells

The pith cell diameters may change from the centre to the periphery. The reported cell diameters are determined as follows: on a photo showing the whole pith two straight lines crossing in the pith's centre are drawn (fig. 24) and the maximum diameters of all cells along the lines are measured. This is repeated for three specimens per species. In the species' description the maximum and minimum values are reported.

In radial sections, the reported axial dimension of pith cells are also measured in three specimens per species.

The cell wall diameter is measured as double wall diameter from lumen to lumen (fig. 25). In transverse sections the axial cell walls are measured (fig. 25a), in radial sections the transversal cell walls (fig. 25b).

Peripheral pith cells must not be confused with parenchyma cells of primary xylem on the margin of the pith. Peripheral pith cells are larger than parenchyma cells of primary xylem. Primary xylem parenchyma cells are of about the same size as cells of the secondary xylem and are never found in the points of the pith, but always in connection with proto- and metaxylem (see fig. 26 and chapter 2).

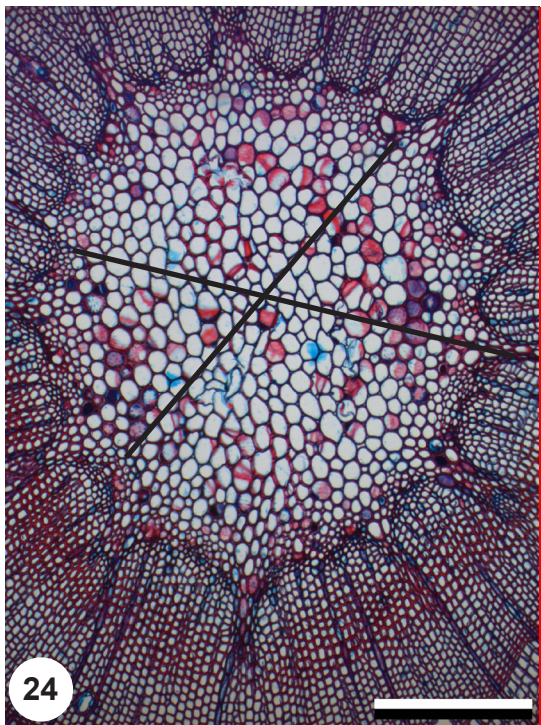


Fig. 24: Pith of *Picea abies*, transverse section. Along the two lines all cells are measured. Scale: 300 μm .

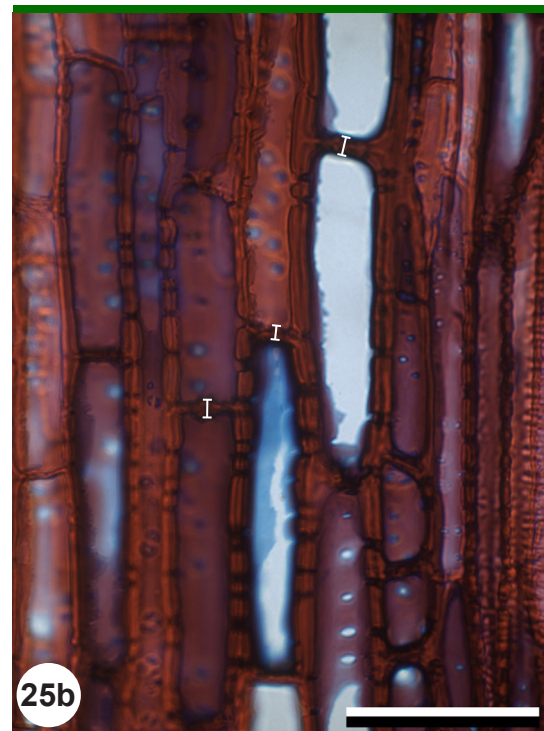
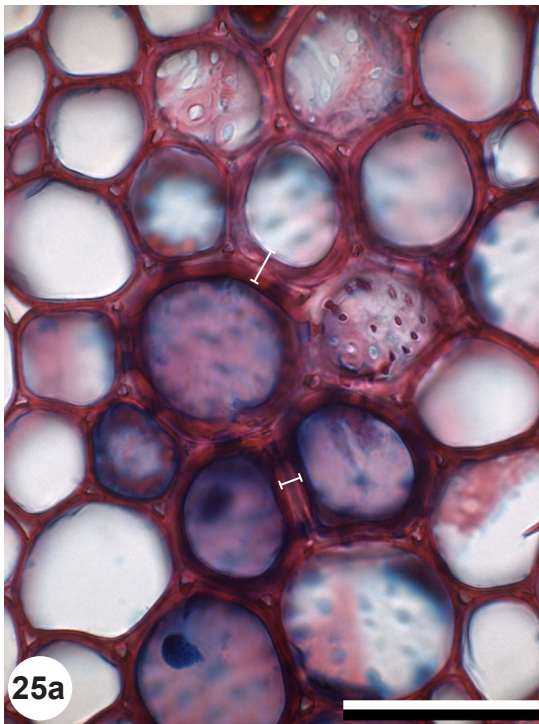


Fig. 25: Pith of *Picea abies*, transverse section (25a) and *Juniperus sabina*, radial section (25b). The double wall diameter is measured from lumen to lumen. Scale: 50 μm .

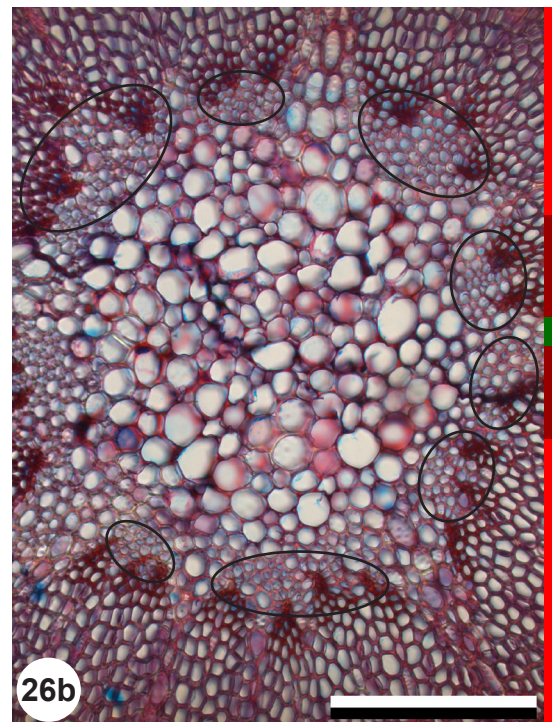
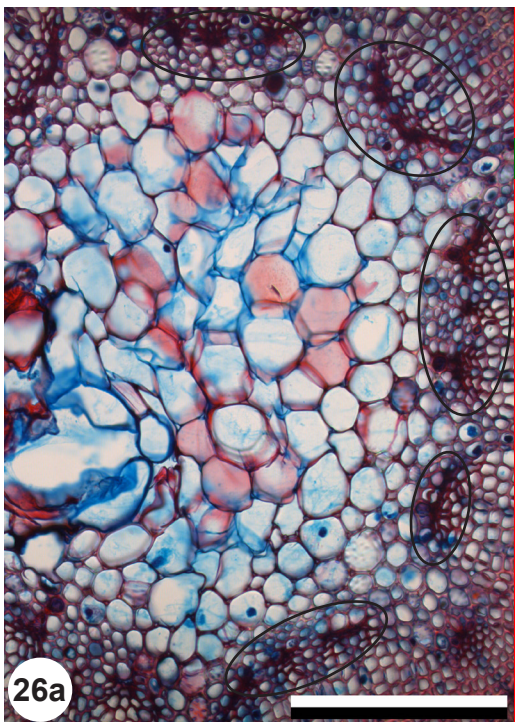


Fig. 26: Pith of *Abies alba* (26a) and *Larix decidua* (26b), transverse sections. The small cells in the ovals are not pith cells, but parenchyma cells of primary xylem. Scale: 200 μm .

1.4.4 Lignification of parenchyma cell walls

To see the lignification of cell walls, the specimens must be stained with both safranine and astrablue. Safranine stains lignified cell walls red, unlignified cell walls get stained blue from astrablue. A red stained pith means that all cell walls are lignified (fig. 27), red and blue cells mixed means that only some cells have lignified walls (fig. 28).

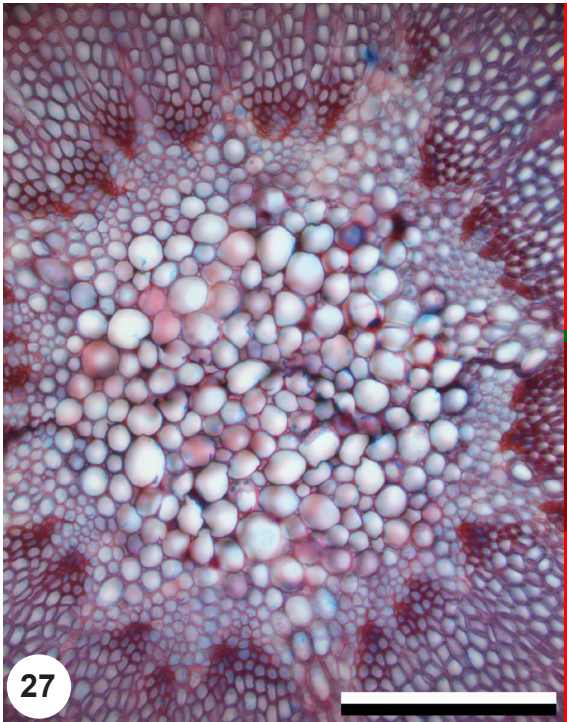


Fig. 27: Pith of *Larix decidua*, transverse section. All cell walls are lignified (red stained). Scale: 200 μm .

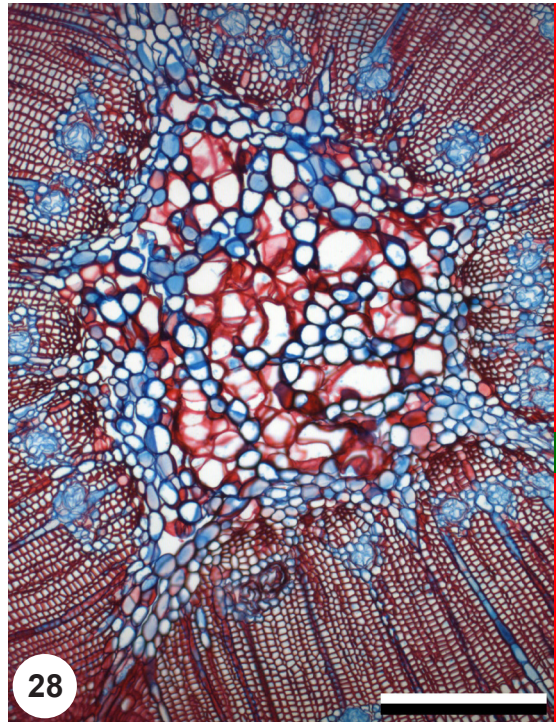


Fig. 28: Pith of *Pinus mugo*, transverse section. Pith with lignified (red stained) and unlignified (blue stained) cell walls. Scale: 300 μm .

1.4.5 Pits in parenchyma cell walls

In all observed species the pit shape is round to oval. Pits in transversal cell walls are rather round, in axial cell walls rather oval. The size of a pit is defined by its largest diameter. In transverse sections some cells show the pits of the transversal walls (fig. 29). In radial sections the pits in radial walls usually are numerous (fig. 30). Some species show in transversal and radial sections the same pits (fig. 29a and 30a), other species show different pit sizes in transversal and radial cell walls (fig. 31) or different pit sizes in the transversal or radial walls of the same specimen (fig. 31a, 32).

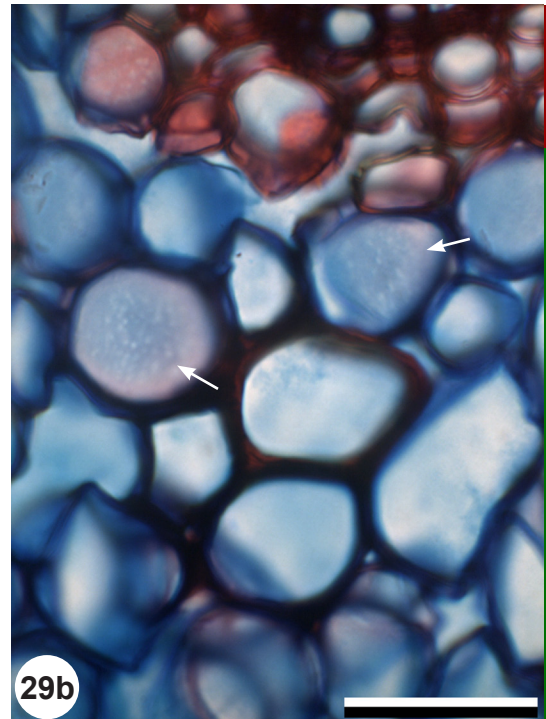
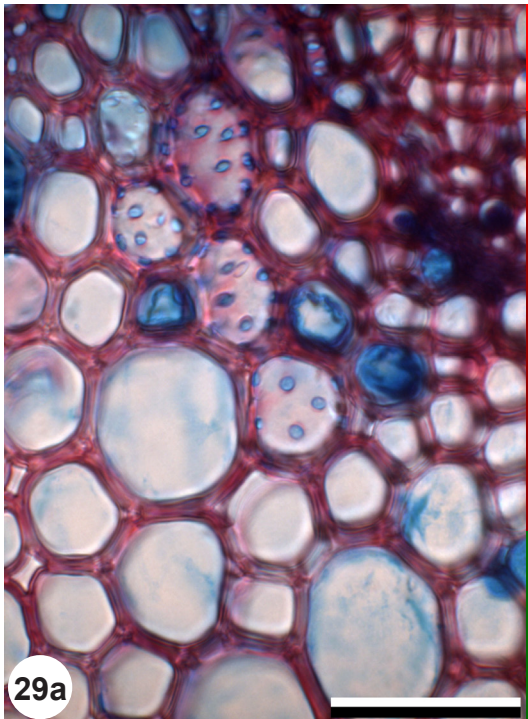


Fig. 29: Pith of *Abies alba* (29a) and *Pinus sylvestris* (29b), transverse sections. Transversal walls with pits. 29b: tiny pits (arrows). Scale: 50 μ m.

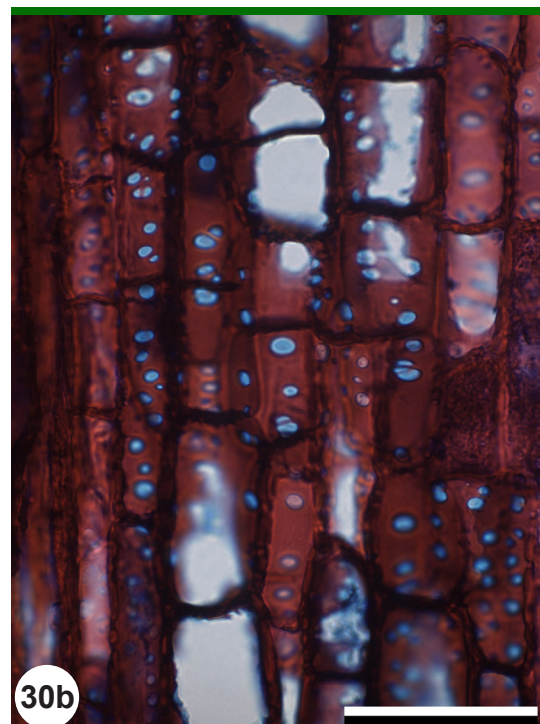
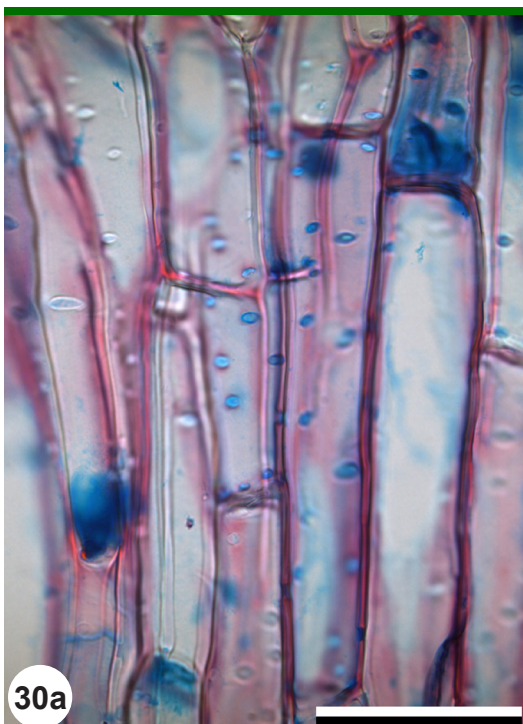


Fig. 30: Pith of *Abies alba* (30a) and *Juniperus communis* (30b), radial sections. Radial walls with pits. Scale: 50 μ m.

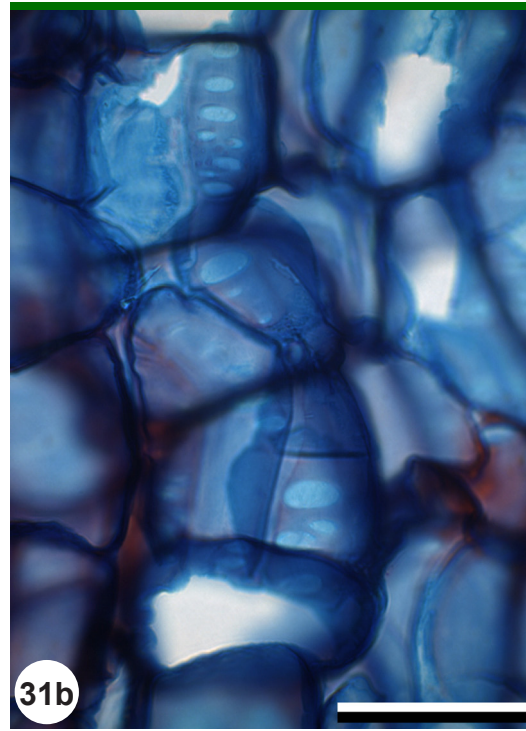
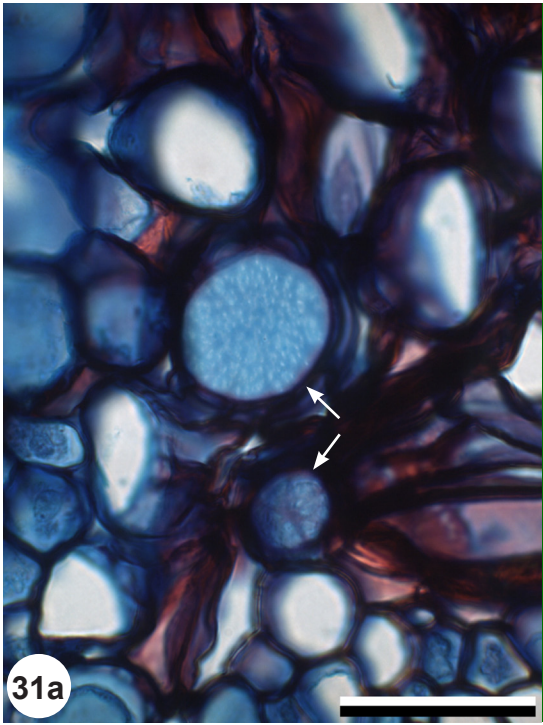


Fig. 31: Pith of *Taxus baccata*, transverse section (31a), radial section (31b).
The transverse section shows a cell with tiny pits and a cell with large pits (31a, arrows), the radial section shows large oval pits (31b).
Scale: 50 μm .

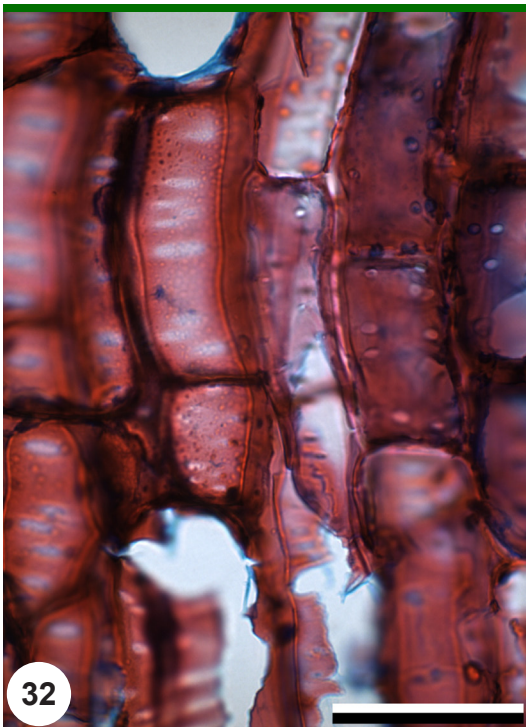


Fig. 32: Pith of *Larix decidua*, radial section.
Left side: cells with large oval pits, right side: cells with smaller round pits.
Scale: 50 μm .

1.5 Intercellulars

The size of intercellulars is defined by the number of cells it borders on. A small intercellular borders on three cells, a medium-sized intercellular on four, and a large intercellular on five or more cells (fig. 33). In piths with thick cell walls intercellulars may be absent (fig. 34). On radial sections additionally large axial intercellulars occur (fig. 35).

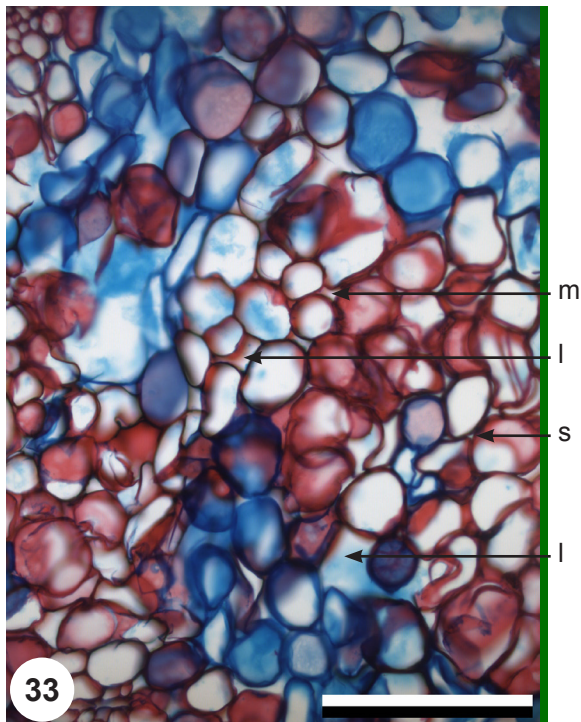


Fig. 33: Pith of *Pinus sylvestris*, transverse section. The pith cells are only in loose connection and show many small (s), medium-sized (m) and large (l) intercellulars. Scale: 200 μm .

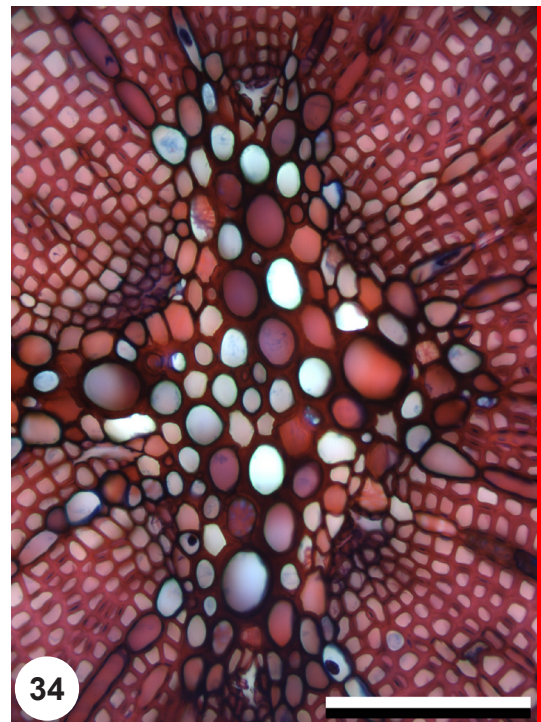


Fig. 34: Pith of *Juniperus sabina*, transverse section. The cell walls of the pith cells are thick and no intercellulars occur. Scale: 100 μm .

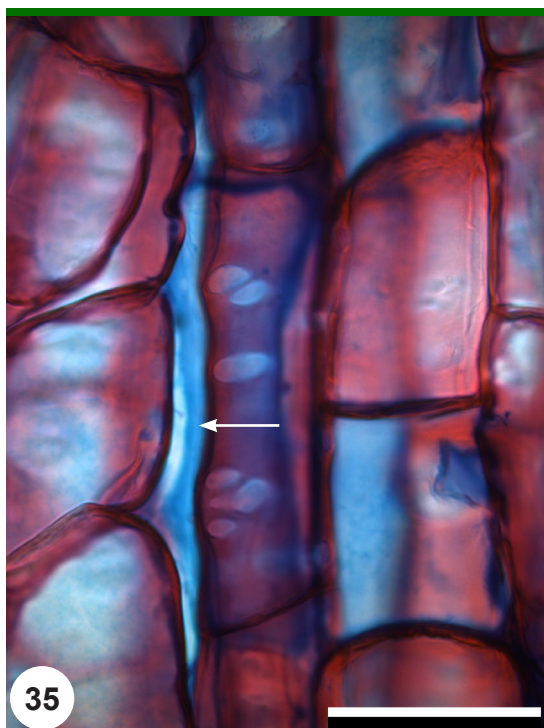


Fig. 35: Pith of *Pinus sylvestris*, radial section. A large axial intercellular (arrow). Scale: 50 μm .

1.6 Pith in crossed polarized light

In crossed polarized light (ppl) pith cell walls appear dark (fig. 36), glow faintly (fig. 37) or appear light (fig. 38). In some species there are cells of different lightnesses present (fig. 39, 40).

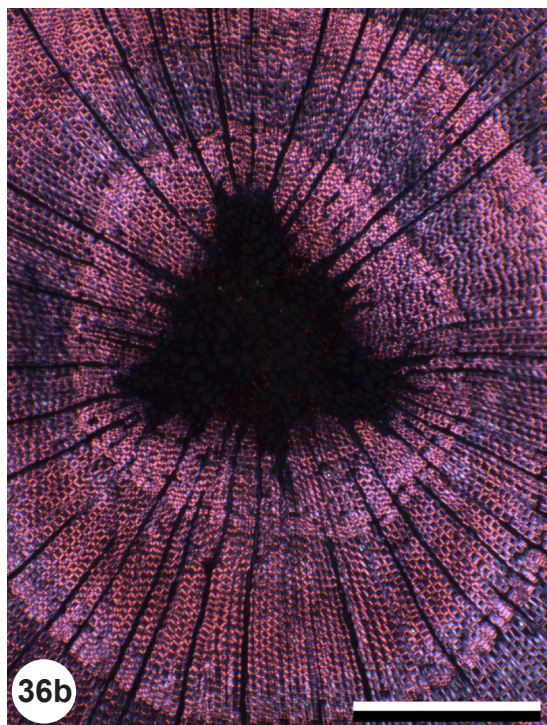
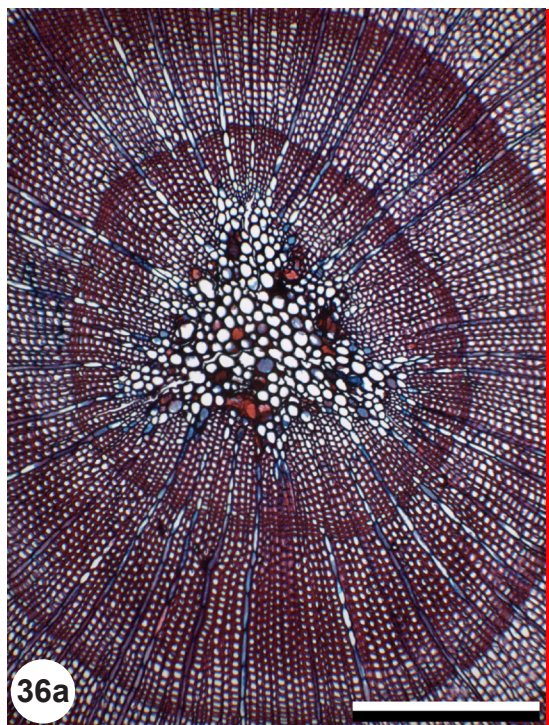


Fig. 36: Pith of *Juniperus communis*, transverse section. 36b = 36a in xpl.
Pith cell walls appear dark in crossed polarized light (36b).
Scale: 300 μ m.

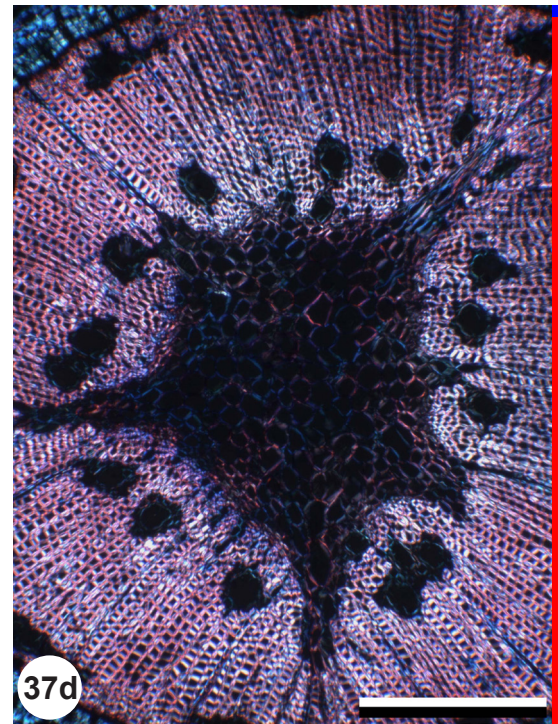
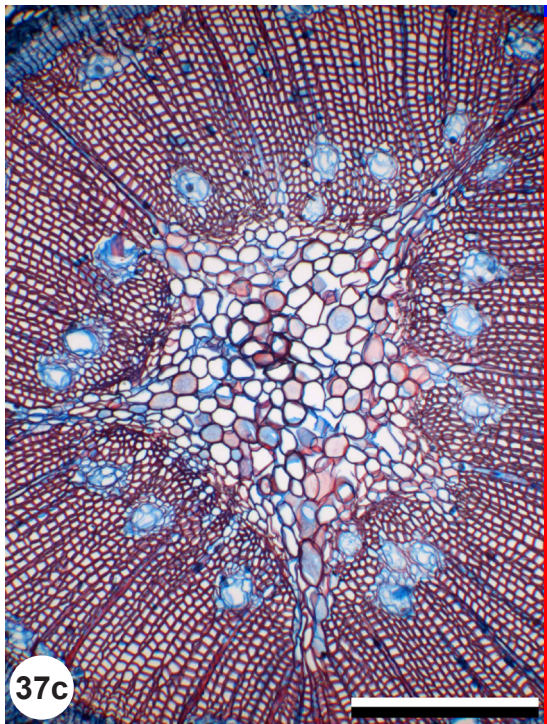
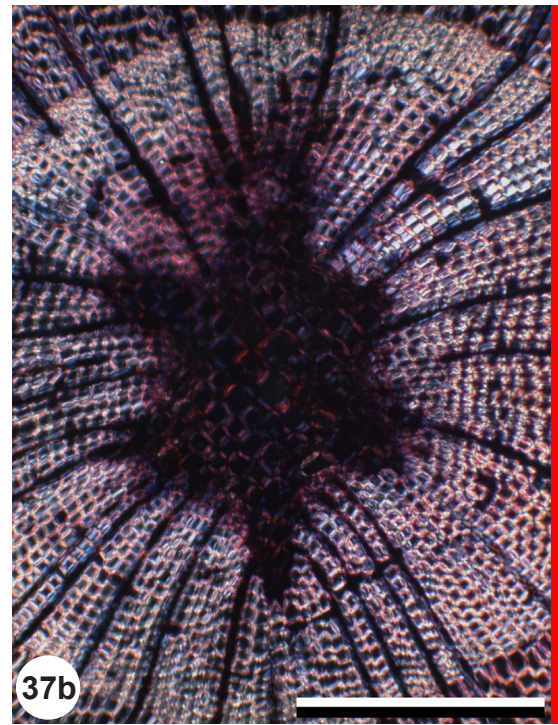
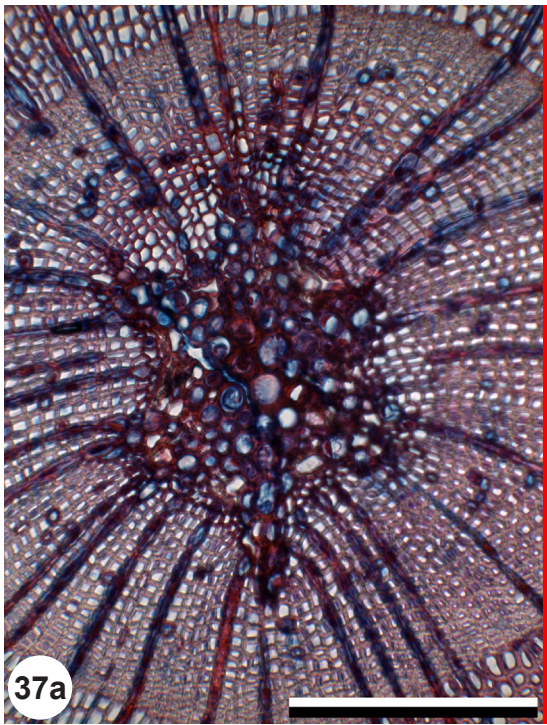


Fig. 37: Pith of *Juniperus communis* (37a, 37b), *Pinus sylvestris* (37c, 37d), transverse sections. 37b = 37a in xpl, 37d = 37c in xpl.
Pith cell walls glow faintly in crossed polarized light (37b, 37d).
Scale: 200 μm (37a, 37b), 300 μm (37c, 37d).

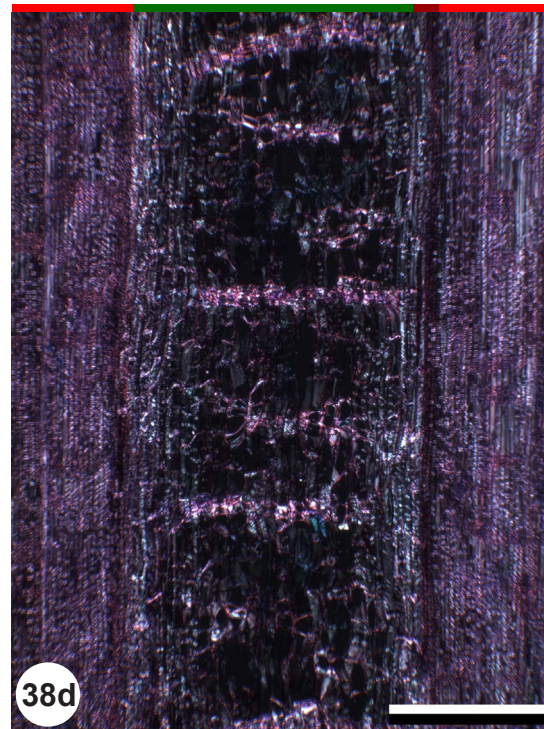
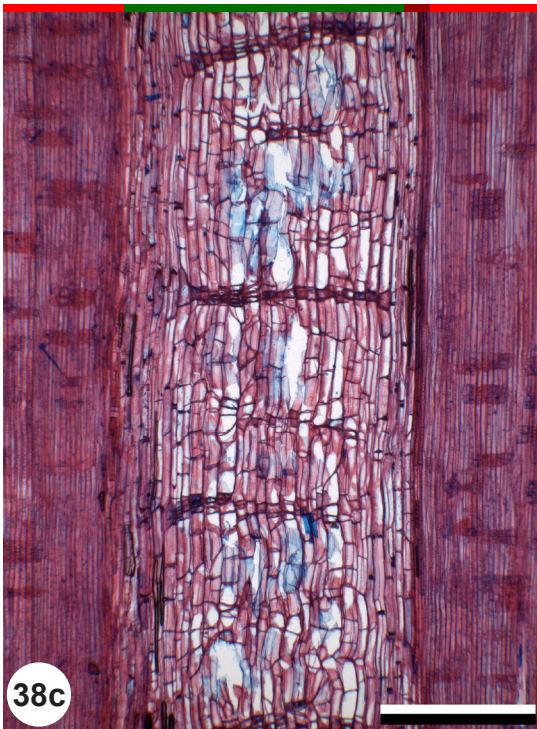
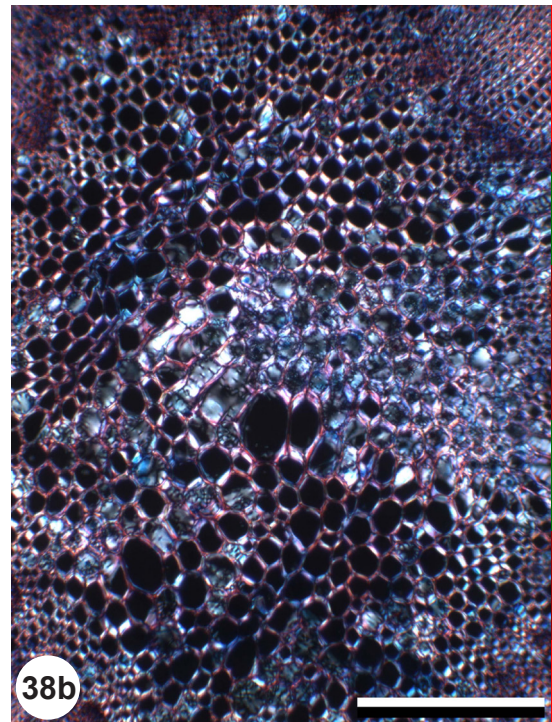
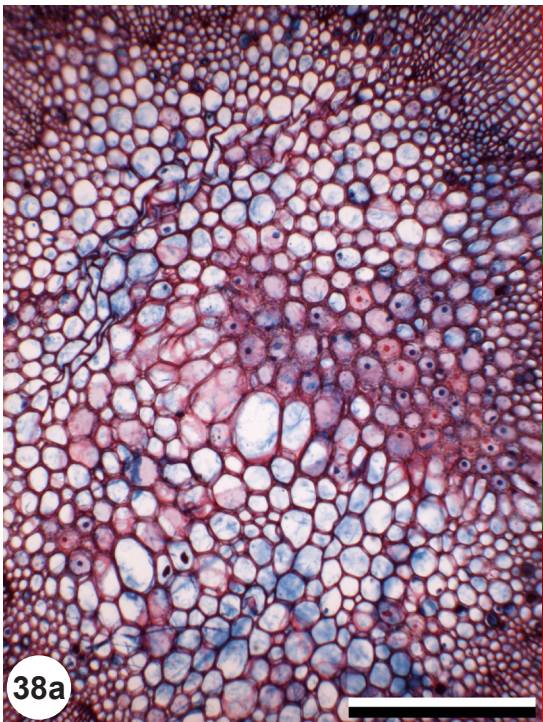


Fig. 38: Pith of *Abies alba*, transverse section (38a, 38b), *Picea abies*, radial section (38c, 38d). 38b = 38a in xpl, 38d = 38c in xpl.
Pith cell walls appear light in crossed polarized light (38b), diaphragm cells allways glow very light (38b, 38d).
Scale: 300 μ m (38a, 38b), 0.5 mm (38c, 38d).

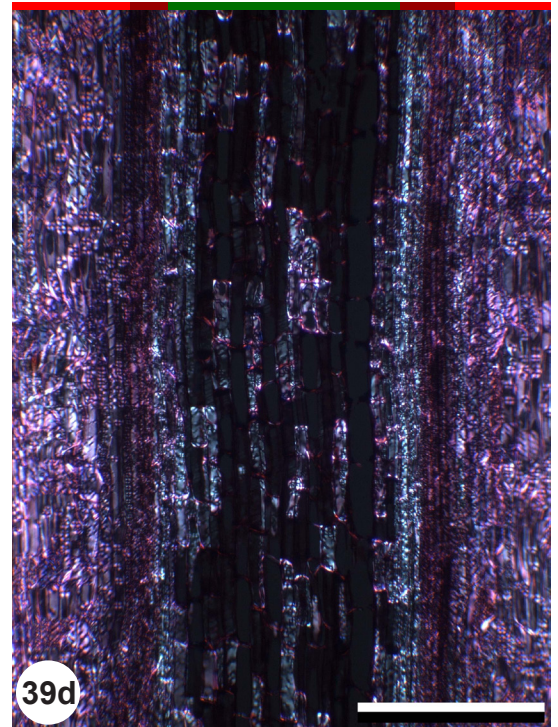
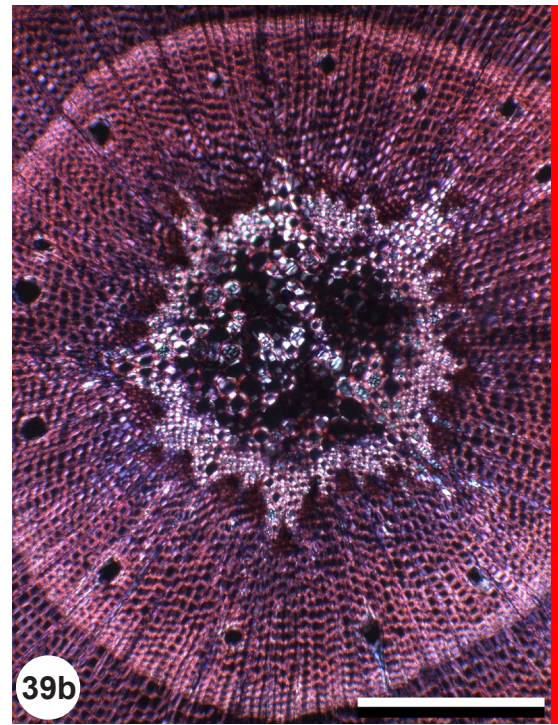
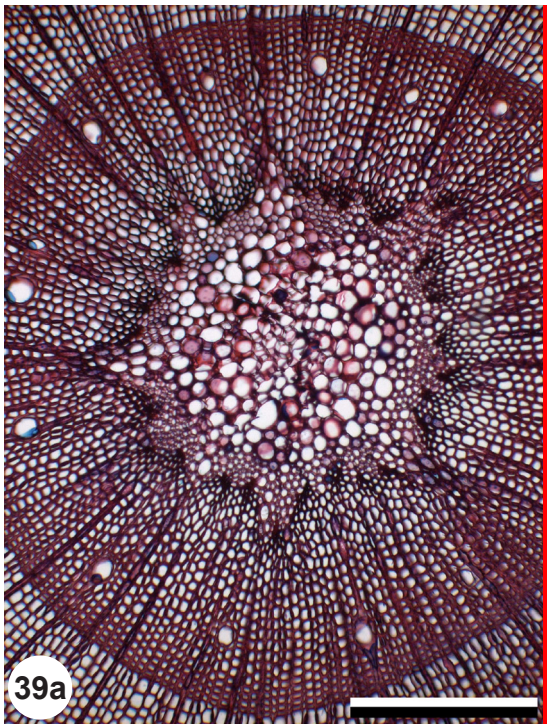


Fig. 39: Pith of *Larix decidua*, transverse section (39a, 39b), radial section (39c, 39d). 39b = 39a in xpl, 39d = 39c in xpl.
 All cell walls are lignified, but some cells appear light in crossed polarized light, others not (39b, 39d).
 Scale: 300 μm .

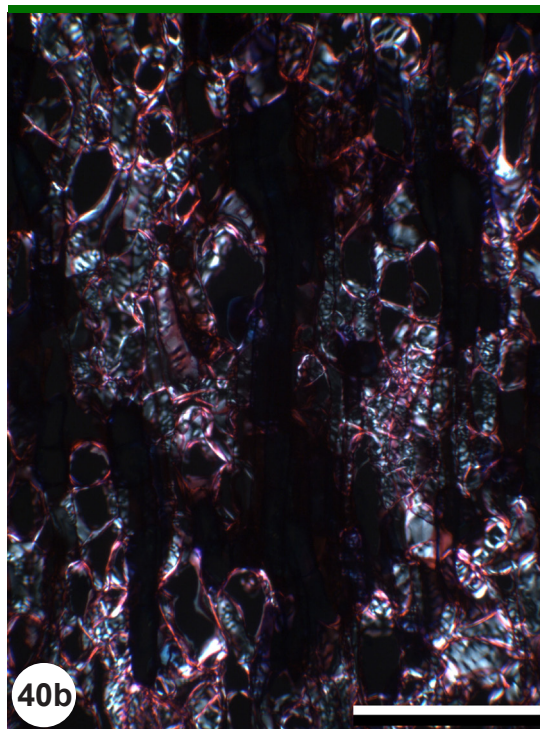
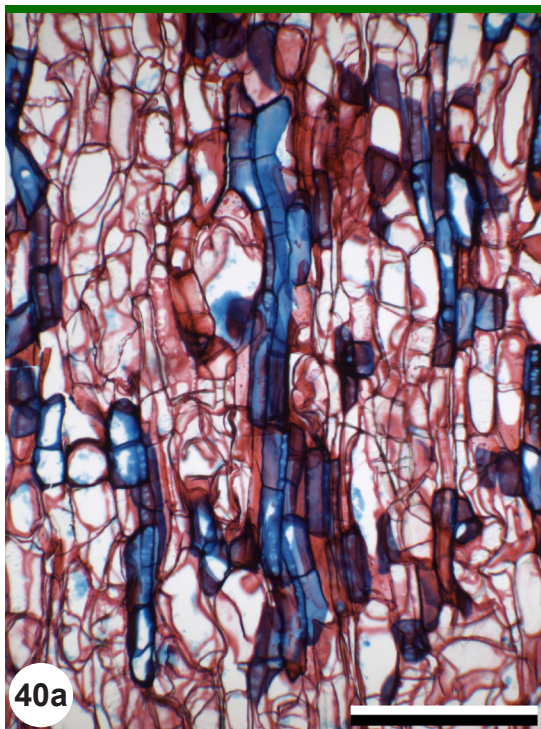


Fig. 40: Pith of *Pinus mugo* (40a, 40b), radial section. 40b = 40a in xpl.
 Lignified cell walls appear light in crossed polarized light, non lignified cell walls dark (40b).
 Scale: 300 μ m.

2 Primary xylem features

The primary xylem is defined as the first built vascular tissue. It consists of protoxylem, metaxylem and parenchyma and is found between pith and secondary xylem (figs. 41, 42).

The very first vascular elements are called protoxylem. They are often surrounded by primary xylem parenchyma and are active only while the twig is elongating. Already in the one-year-old twig the protoxylem tracheary elements are torn by the twig's axial growth and are mostly crushed (figs. 43, 44), resulting in a dark spot in transverse section.

Metaxylem tracheary elements are built around the time the axial growth is finished. They are found adjacent to the protoxylem, in radial direction on the outside. Metaxylem tracheary elements show nonspecific narrow helical thickenings (fig. 44), therefore their cell walls are slightly thicker than those of the adjacent secondary xylem. In transverse sections metaxylem tissue can mostly be recognized by its darker colour, due to the thicker cell walls (fig. 45).

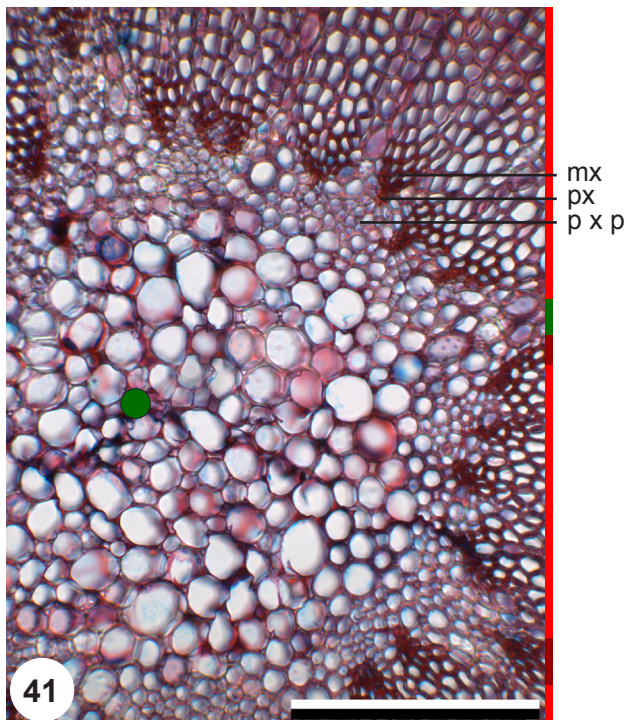


Fig. 41: Pith and primary xylem of *Larix decidua*, transverse section.

Around the pith tissues of the primary xylem occur: primary xylem parenchyma (p x p), protoxylem (px) and metaxylem (mx).

Scale: 200 μm .

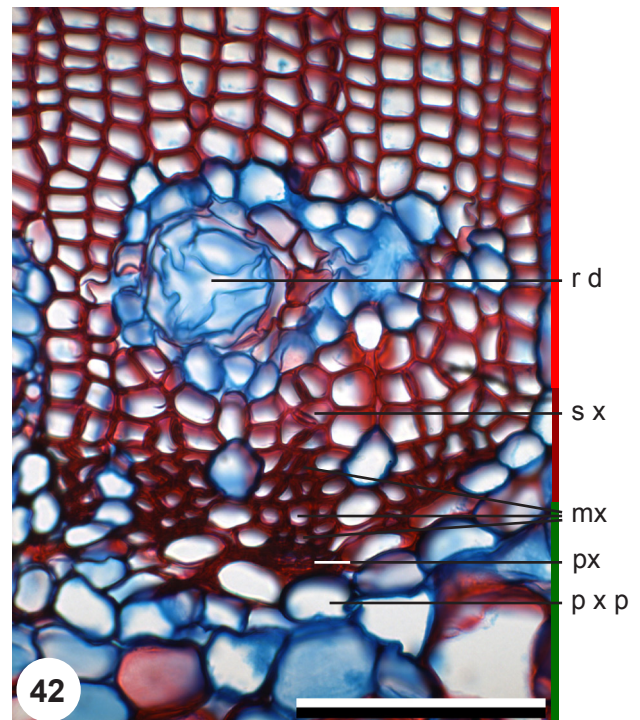


Fig. 42: Primary xylem of *Pinus mugo*, transverse section.

Primary xylem parenchyma (p x p), protoxylem (px) and metaxylem (mx). Adjacent to the primary xylem parenchyma to the inside is the pith, adjacent to the metaxylem to the outside is the secondary xylem (s x) with an axial resin duct (r d).

Scale: 100 μm .

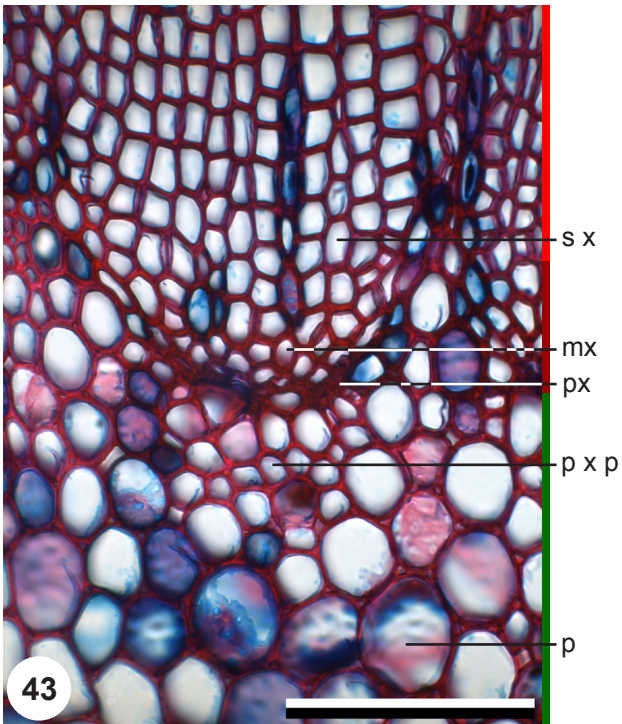


Fig. 43: Primary xylem of *Picea abies*, transverse section.
Protoxylem elements (px) are torn and crushed. Pith (p), primary xylem parenchyma (p x p), metaxylem (mx), secondary xylem (s x).
Scale: 100 μ m.

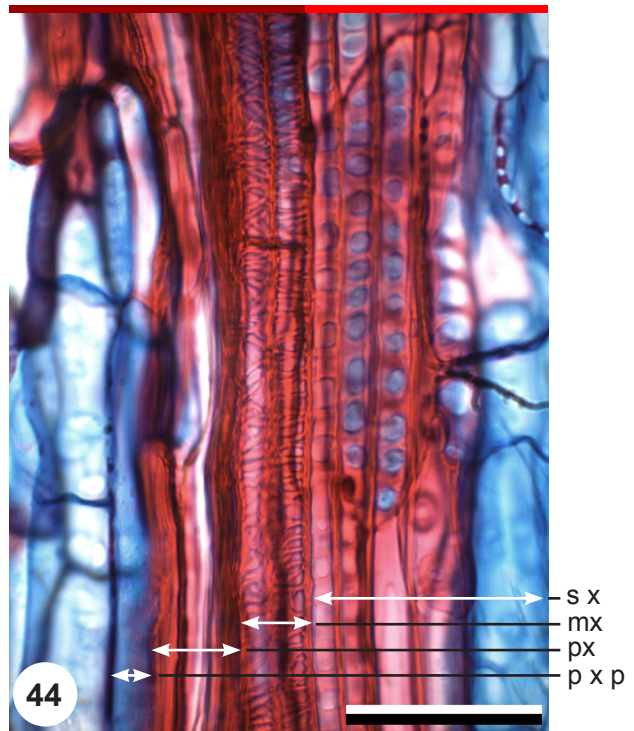


Fig. 44: Primary xylem of *Pinus mugo*, radial section. Crushed protoxylem elements (px). The pith is on the left. Primary xylem parenchyma (p x p), metaxylem (mx), secondary xylem (s x).
Scale: 50 μ m.

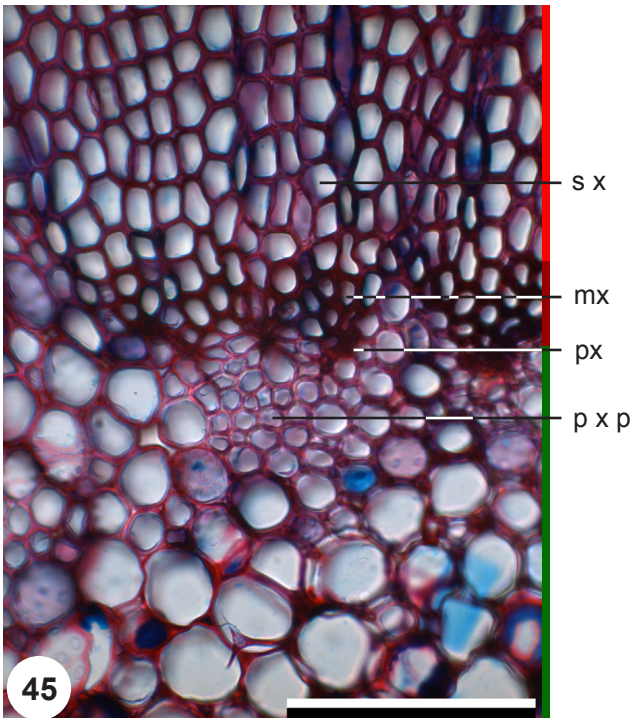


Fig. 45: Primary xylem of *Larix decidua*, transverse section.
Metaxylem tracheary elements (mx) look darker than the surrounding cells due to their thicker cell walls. Pith (p), primary xylem parenchyma (p x p), protoxylem (px), secondary xylem (s x).
Scale: 100 μ m.

2.1 Number of vascular bundles around the pith

Between pith and secondary xylem, vascular bundles are only represented by their xylem part, i.e. proto- and metaxylem tissues. A single vascular bundle is defined as a protoxylem area and the connected metaxylem tracheary elements (fig. 46). Primary xylem parenchyma cannot be used for counting vascular bundles because it is often not attributable to a specific vascular bundle.

The number of vascular bundles depends on the size of the pith. Only in well developed twigs it might be a species feature. E.g., in juniper normally only few (5-10) vascular bundles occur (fig. 47), in *Taxus* and some Pinaceae often 11-25 vascular bundles are found (fig. 48) and all *Pinus* species have more than 25 vascular bundles (fig. 49).

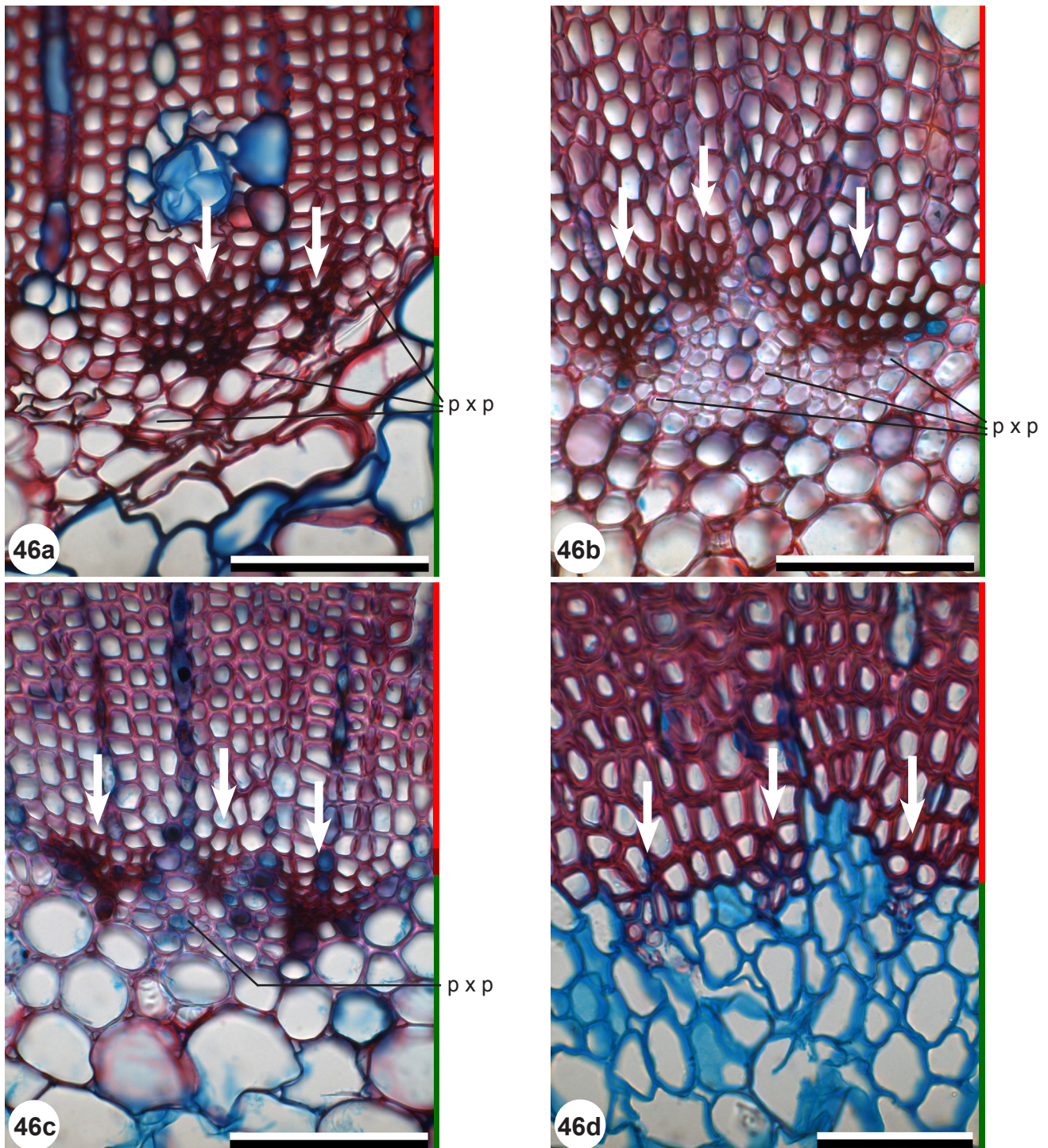


Fig. 46: Primary xylem of *Pinus mugo* (46a), *Larix decidua* (46b), *Abies alba* (46c) and *Taxus baccata* (46d), transverse sections.

Two (46a) or three (46b, c, d) vascular bundles (arrows), 46a-c with coherent primary xylem parenchyma (p x p). *Taxus baccata* (46d) has no primary xylem parenchyma.

Scale: 100 µm (46a-c), 50 µm (46d).

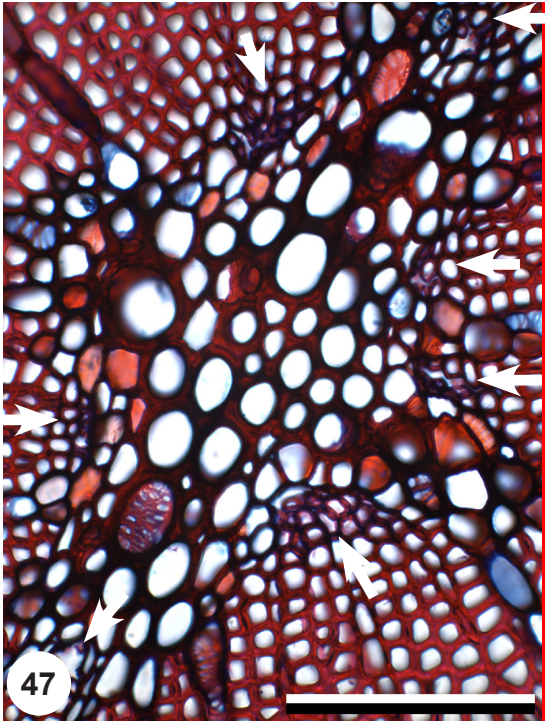


Fig. 47: Pith and primary xylem of *Juniperus sabina*, transverse section.
Seven vascular bundles (arrows) occur around the pith.
Scale: 100 μm .

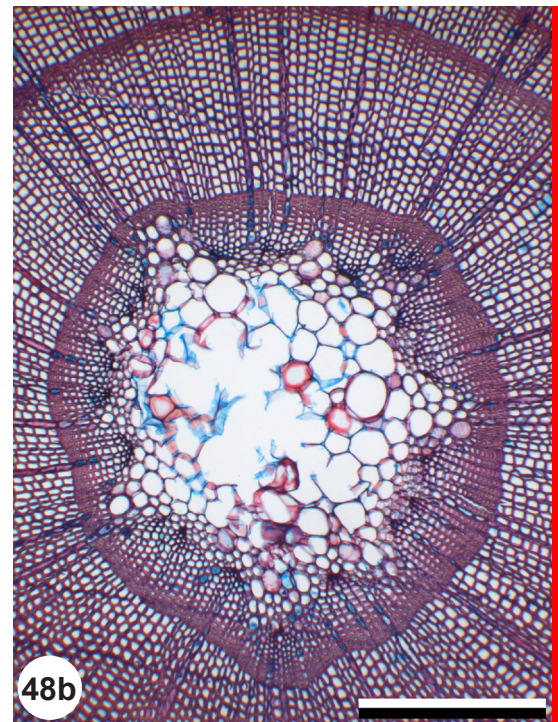
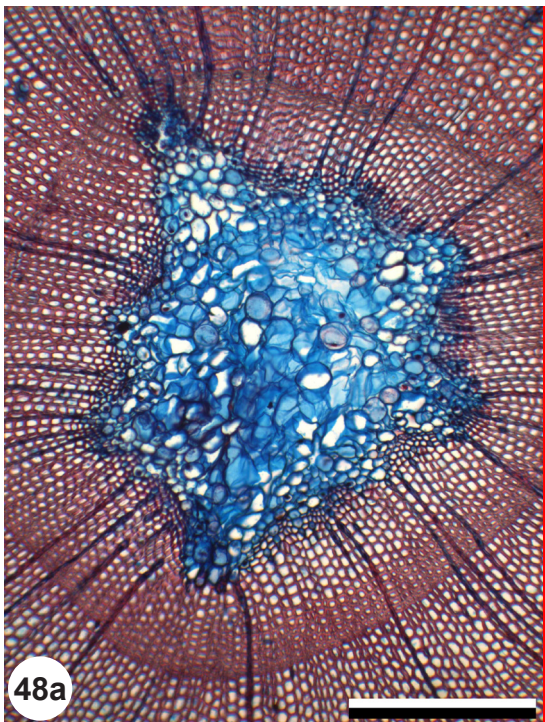


Fig. 48: Pith and primary xylem of *Taxus baccata* (48a) and *Abies alba* (48b), transverse section. 19 vascular bundles occur around the pith. Scale: 300 μ m.

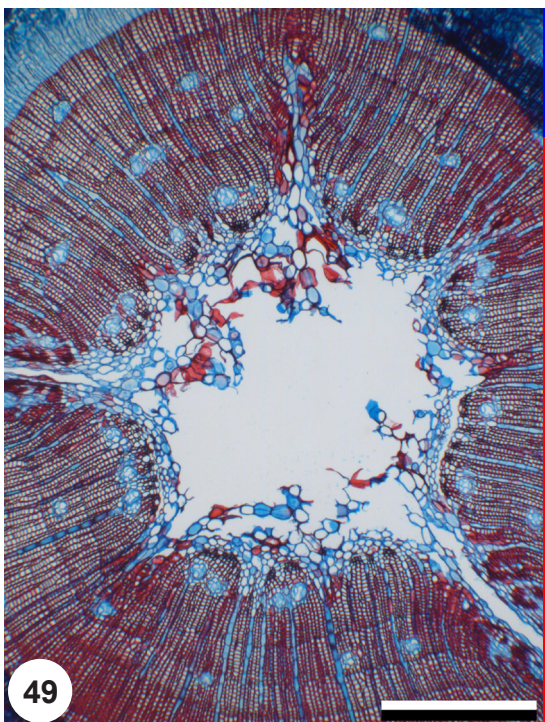


Fig. 49: Pith and primary xylem of *Pinus mugo*, transverse sections. 38 vascular bundles occur around a large pith. Scale: 0.5 mm.

2.2 Arrangement of tracheary elements

2.2.1 Protoxylem tracheary elements

Crushed protoxylem tracheary elements (figs. 43, 44) have been observed in all examined species.

2.2.2 Metaxylem tracheary elements

Metaxylem tracheary elements can be arranged in radial seriation (fig. 50) or irregularly (fig. 51), with transitions between the two arrangements. The arrangement of metaxylem tracheary elements is not a species characteristic, in fact all examined species look very similar.

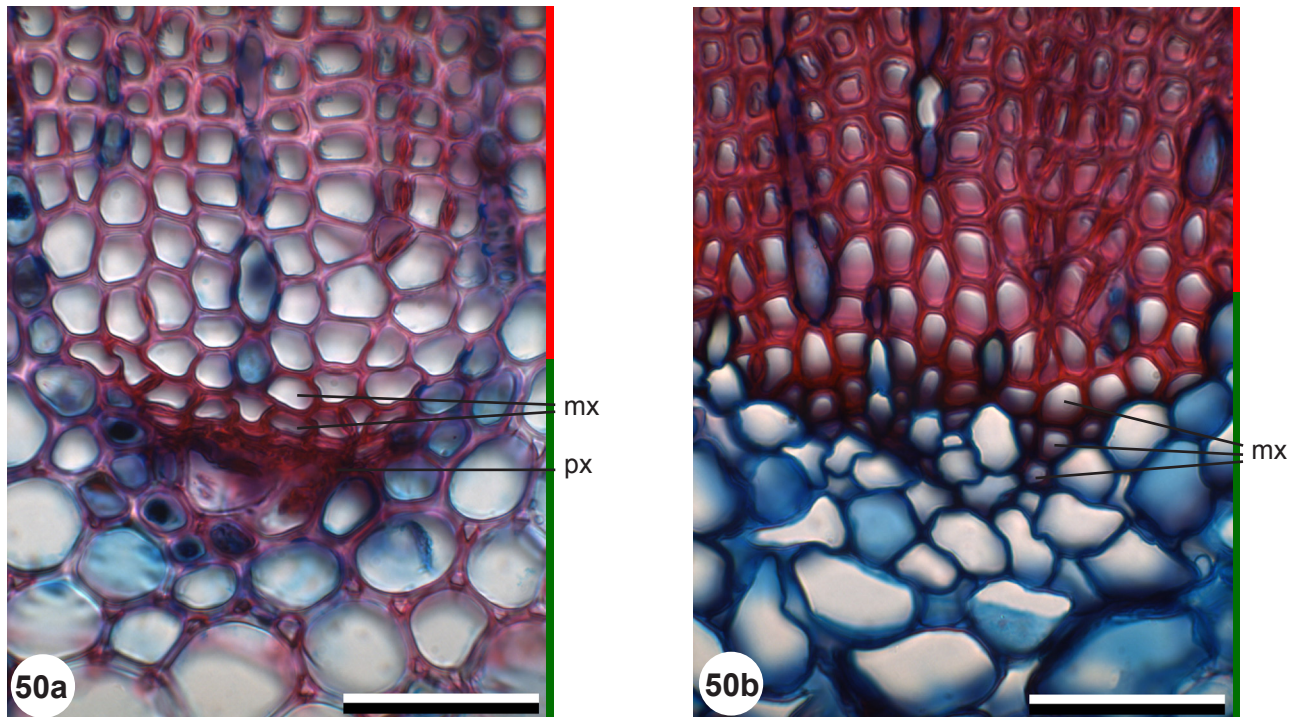


Fig. 50: Primary xylem of *Abies alba* (50a) and *Taxus baccata* (50b), transverse sections. Radial arrangement of metaxylem tracheary elements (mx). Crushed protoxylem tissue (px). Scale: 50 μ m.

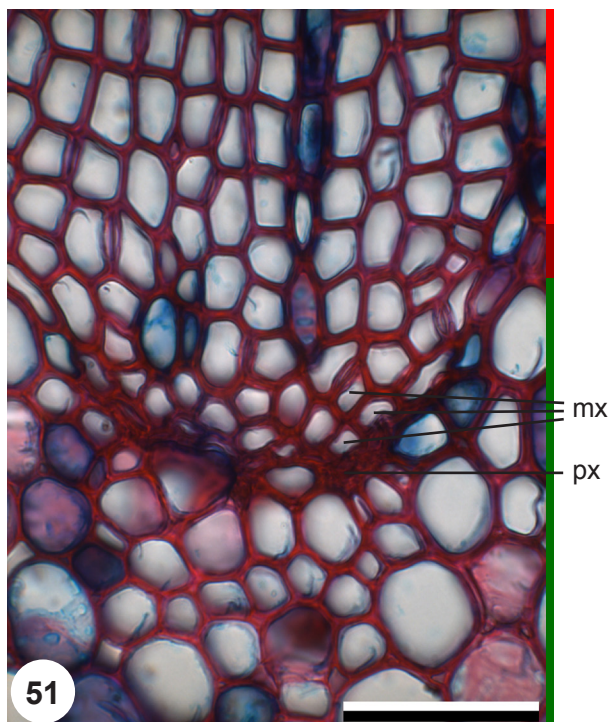


Fig. 51: Primary xylem of *Picea abies*, transverse section. Irregular arrangement of metaxylem tracheary elements (mx). Crushed protoxylem tissue (px). Scale: 50 μ m.

2.3 Parenchyma cells

2.3.1 Shape of parenchyma cells

Primary xylem parenchyma cells are small axially elongated cells surrounding the proto- and the first metaxylem tracheary elements. Their cell shape in transverse sections is round to oval (fig. 52) or irregular (fig. 53), their cell size is about the same as that of the tracheids of the secondary xylem. In radial sections primary xylem parenchyma cells are axially elongated (fig. 54). Except for juniper (fig. 55) all examined species show primary xylem parenchyma.

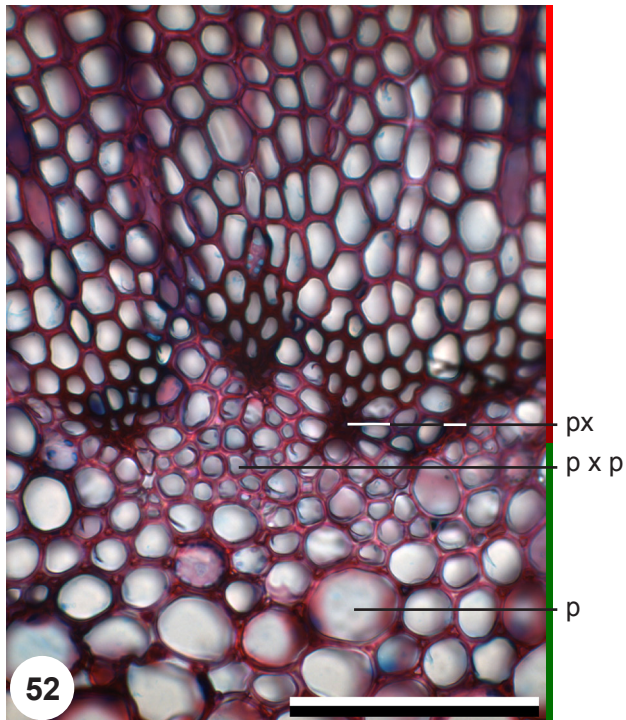


Fig. 52: Primary xylem of *Larix decidua*, transverse section.
Roundish primary xylem parenchyma cells (p x p) surround the spots of crushed protoxylem tissue (px).
Pith cells (p).
Scale: 100 μ m.

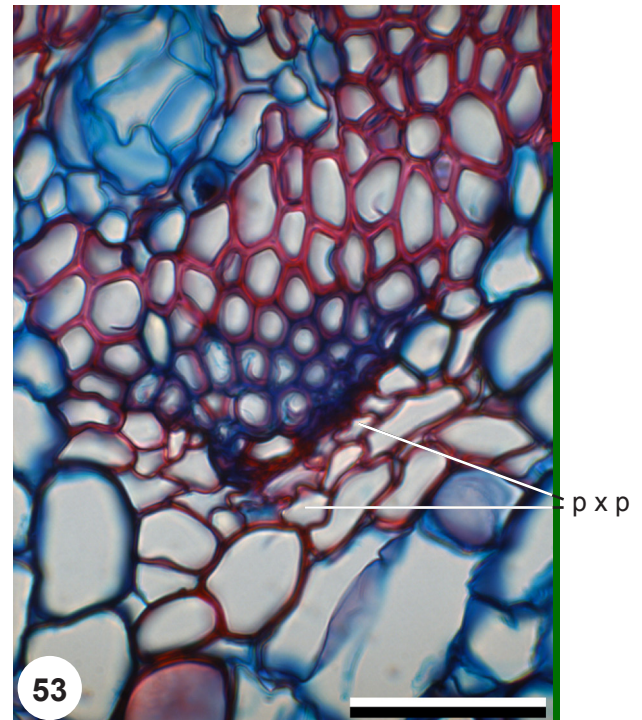


Fig. 53: Primary xylem of *Pinus sylvestris*, transverse section.
Irregularly shaped primary xylem parenchyma cells (p x p) surrounding a vascular bundle (purple stained cells).
Scale: 50 μ m.

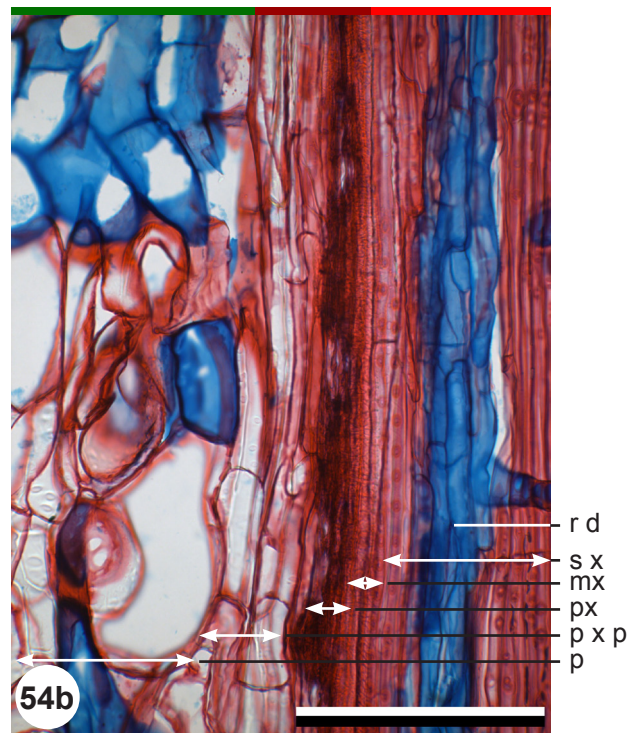
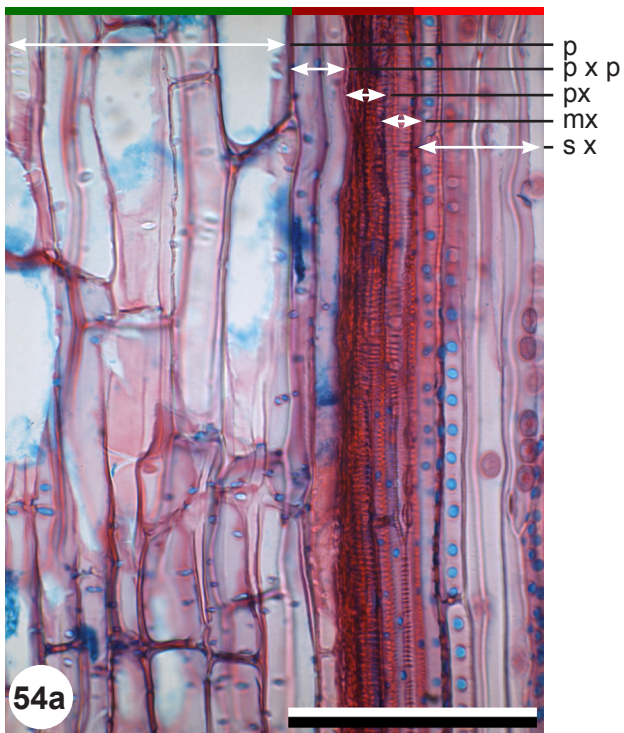


Fig. 54: Primary xylem of *Abies alba* (54a) and *Pinus mugo* (54b), radial sections. Primary xylem parenchyma cells (p x p) are small and axially elongated, their shapes are much more similar to the shapes of the xylem cells than to those of the pith cells. Pith (p), protoxylem (px), metaxylem (mx), secondary xylem (s x), resin duct (r d). Scale: 100 μ m (54a), 200 μ m (54b).

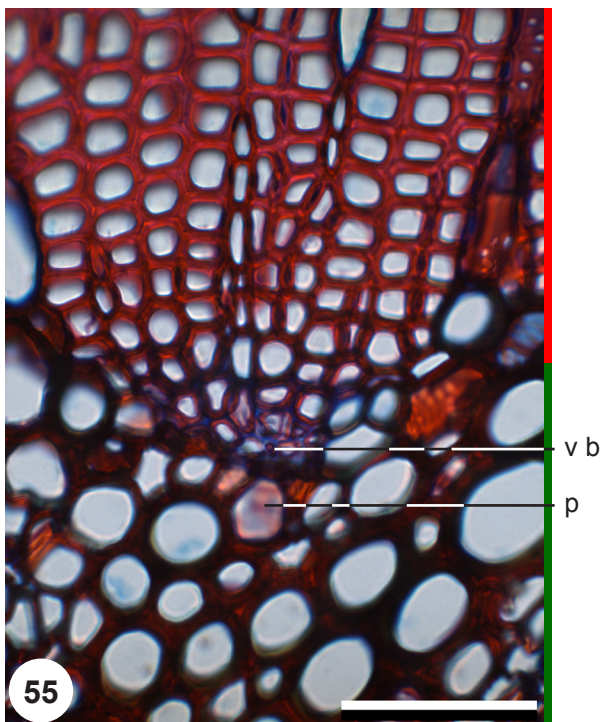


Fig. 55: Primary xylem of *Juniperus sabina*, transverse section. The vascular bundles (v b) of juniper are not accompanied by primary xylem parenchyma, but directly border on the pith (p). Scale: 50 μ m.

3 Secondary xylem features (first annual ring)

The main focus here is on the first annual ring adjacent to the pith. In conifers most of the species-specific features of adult secondary xylem are also found in juvenile secondary xylem. The tracheids are narrower in the first annual ring (fig. 56), but this is related to growth factors and is not a species-specific feature. Some features of adult xylem may not yet be developed, mainly concerning the rays.

Only features of the first annual ring differing from the adult pattern are mentioned in the species descriptions.

3.1 Rays

In the first annual rings the rays often do not yet have their adult size. The ray height is smaller (fig. 56), and ray tracheids often are not developed in the first annual rings (fig. 57). The very first ray parenchyma cells often show a peculiar shape in radial sections (fig. 58), this is not a species-specific feature but common in most conifers.

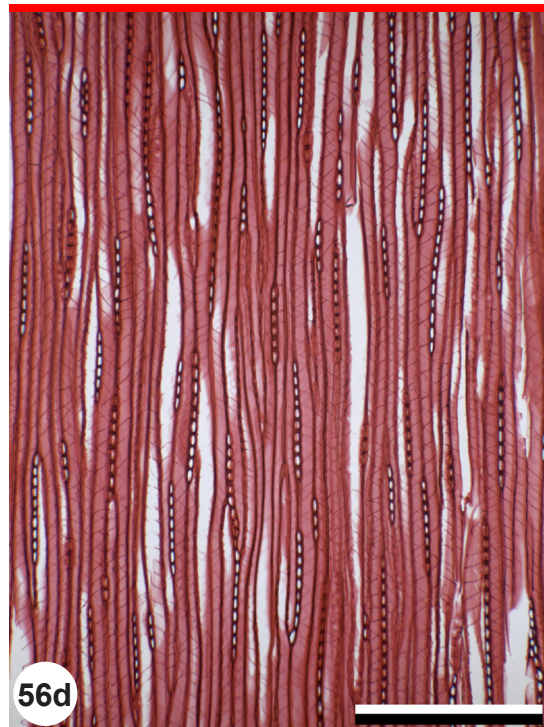
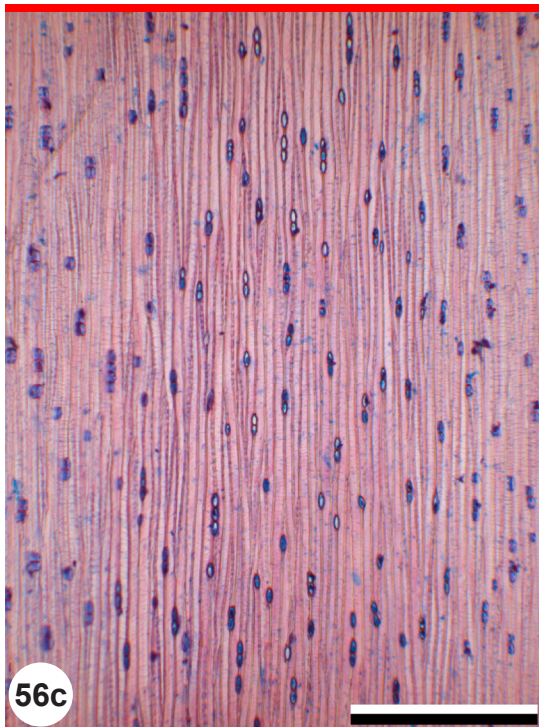
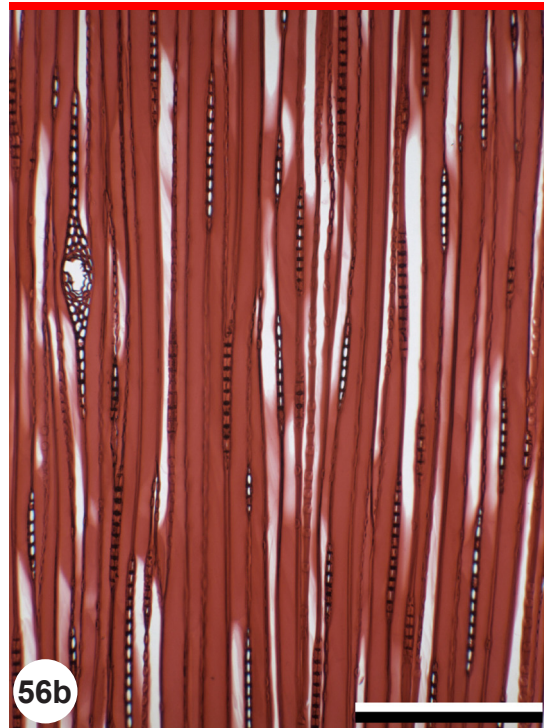
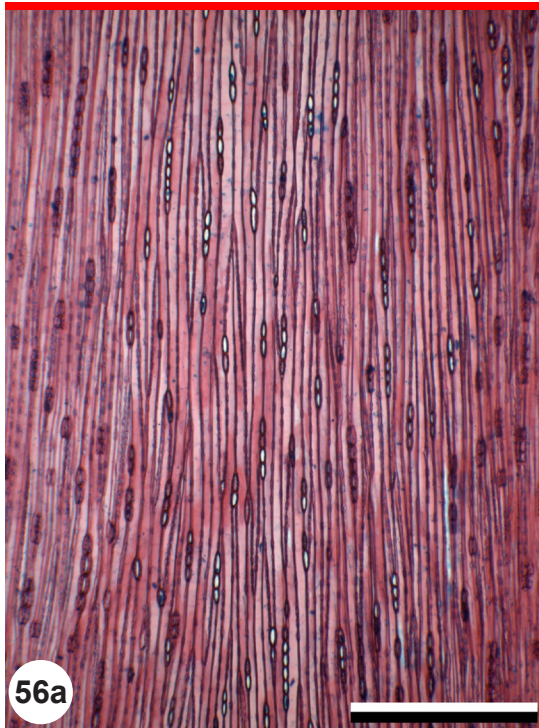


Fig. 56: Secondary xylem of *Picea abies* (56a, 56b) and *Taxus baccata* (56c, 56d), tangential sections. One-year-old xylem (56a, 56c) and adult xylem (56b, 56d). In juvenile xylem the rays are shorter and the tracheids narrower than in adult xylem. Scale: 300 μm .

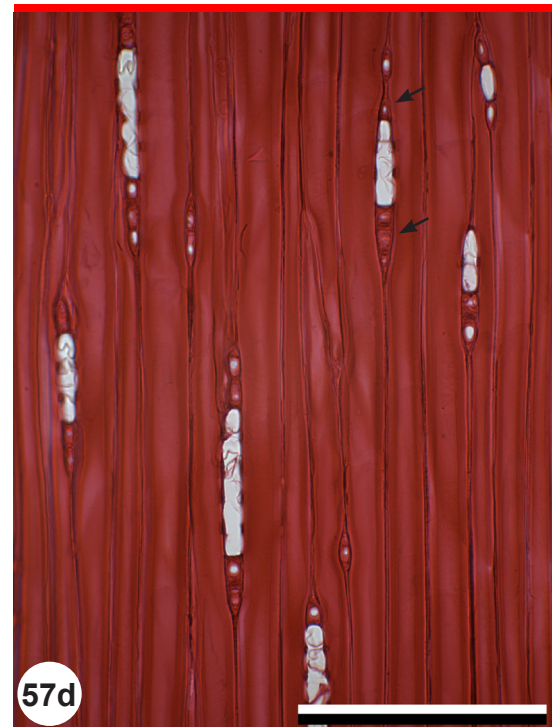


Fig. 57: Secondary xylem of *Pinus cembra* (57a, 57c) and *Pinus sylvestris* (57b, 57d), radial sections (57a, 57b), tangential sections (57c, 57d).

Two- to three-year-old xylem (57a, 57c) and adult xylem (57b, 57d). The rays of juvenile xylem do not have ray tracheids. Ray tracheids occur in adult xylem (57b, 57d: arrows).

Scale: 200 μ m.

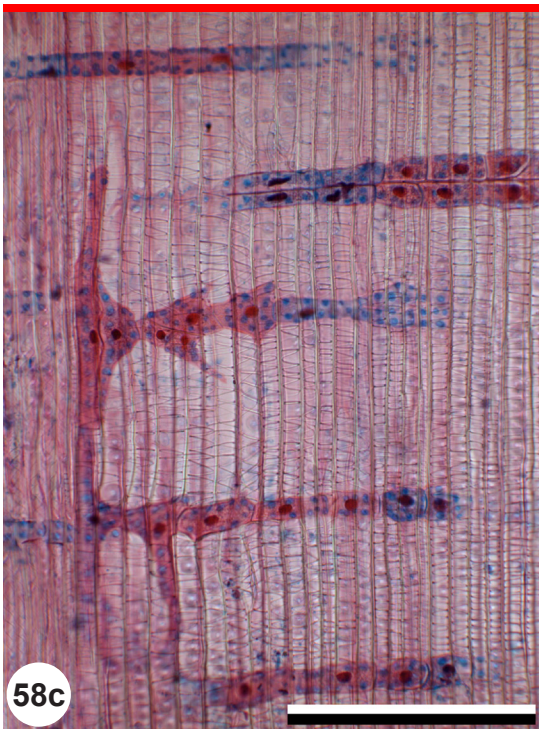
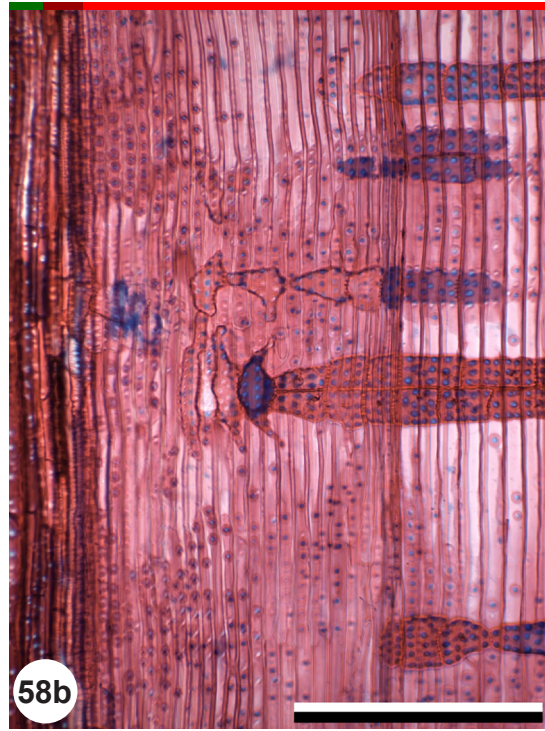
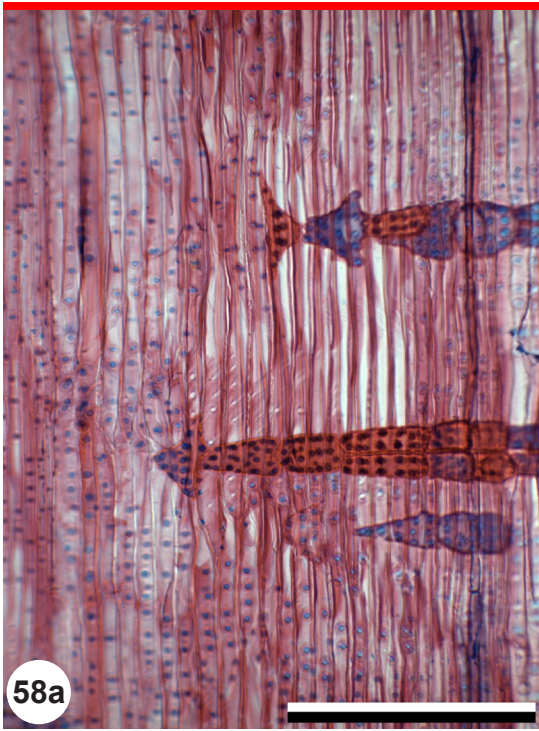


Fig. 58: Secondary xylem of *Juniperus communis* (58a), *Juniperus sabina* (58b) and *Taxus baccata* (58c), radial sections.

In juvenile xylem of conifers the first cells of rays may have bizarre shapes.

Scale: 200 μm .

3.2 Axial tracheids

In *Taxus* the axial tracheids of the first annual rings show annular or helical thickenings (fig. 59).

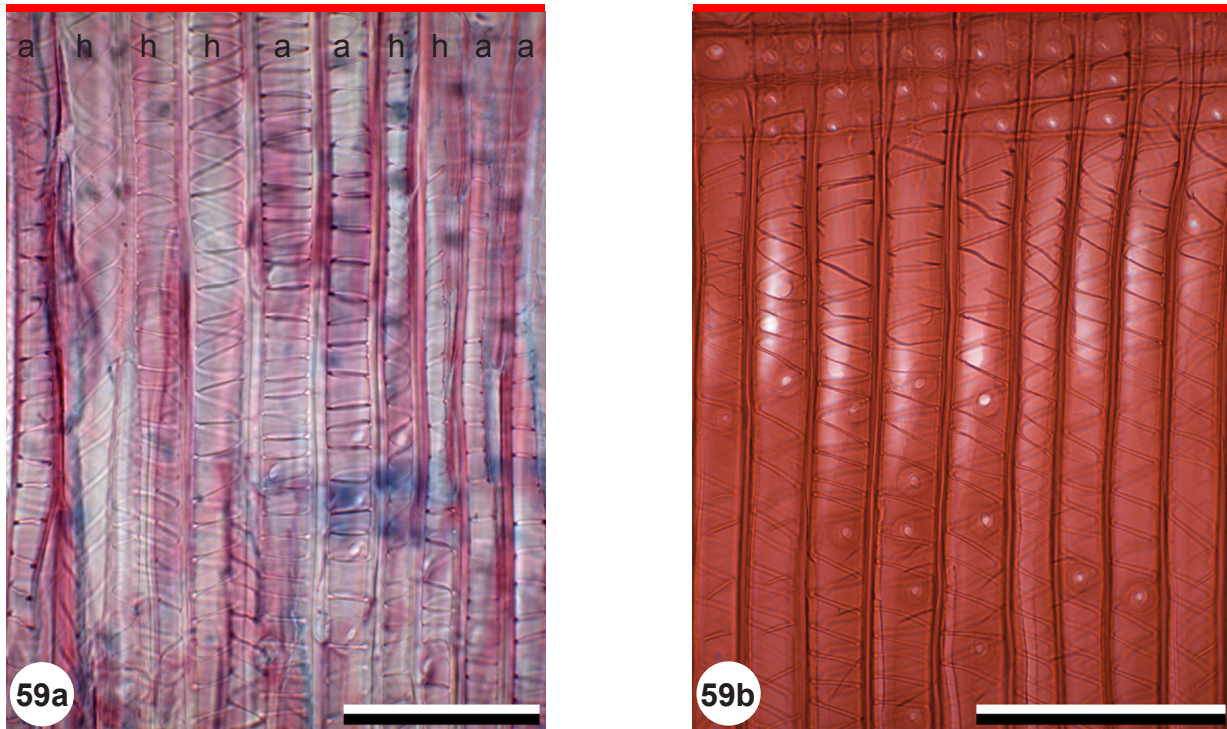


Fig. 59: Secondary xylem of *Taxus baccata* (59a, 59b), tangential sections. One- to two-year-old xylem (59a) and adult xylem (59b). The axial tracheids of juvenile xylem show annular (a) or helical (h) thickenings (59a). All axial tracheids of adult xylem show helical thickenings (59b). Scale: 50 μm (59a), 100 μm (59b).

4 Bark features

The descriptions refer to two to five year old twigs. “Bark” denotes all tissues outside the vascular cambium. The bark comprises, from inside out, the phloem, the cortex, the periderm (differentiated in phelloderm and phellem), and the epidermis with cuticula (fig. 60). Optionally some species show a hypodermis and needle tissue (60b).

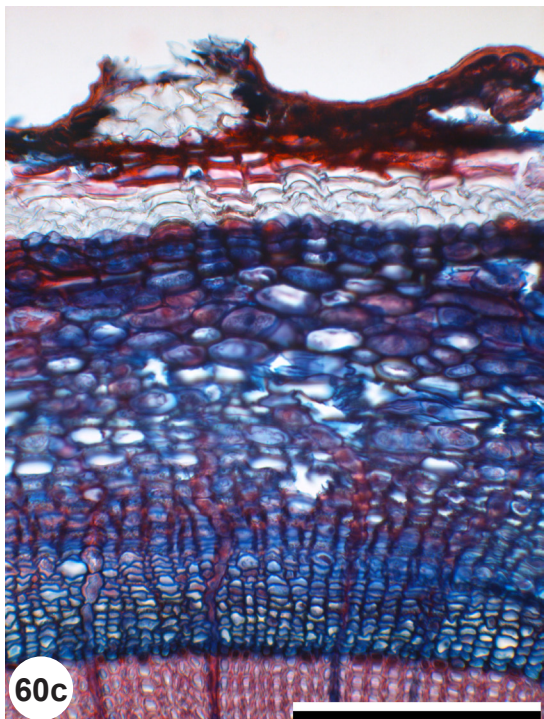
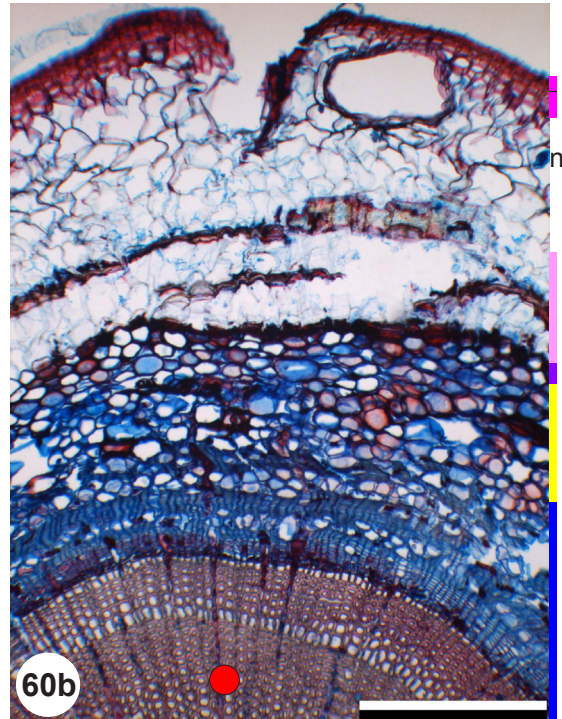
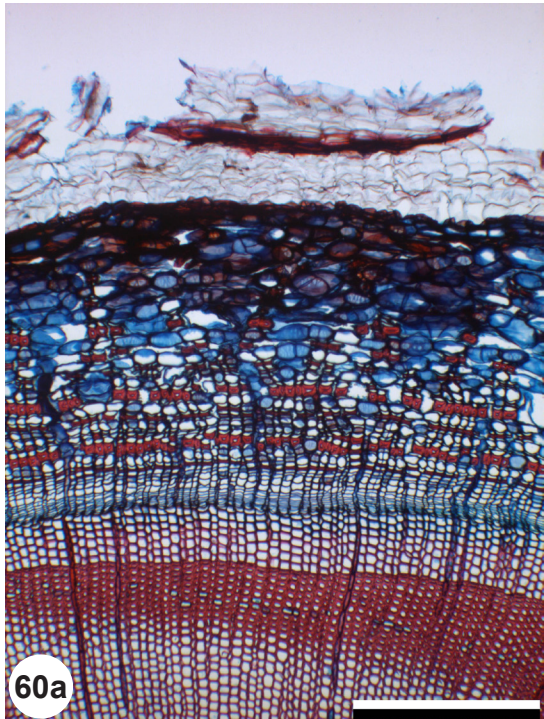


Fig. 60: Bark of *Juniperus communis* (60a), *Larix decidua* (60b) and *Taxus baccata* (60c), radial sections. The bark comprises the phloem (blue bar), the cortex (yellow), the periderm with phelloderm (violet) and phellem (rose), and the epidermis (pink). n = needle tissue. Scale: 300 μ m (60a, b), 200 μ m (60c).

4.1 Phloem

4.1.1 Structure of phloem

The phloem is a secondary tissue originating from the cambium, a meristematic cell layer between phloem and xylem. Therefore the youngest phloem cells are located to the inside of the phloem, and all phloem cells form radial rows corresponding to the cell rows of the xylem (fig. 61).

The phloem has axial and radial components which are called axial phloem and radial phloem. The axial phloem consists mainly of sieve cells and parenchyma cells and optionally of fibres, the radial phloem consists of rays (see 4.1.2).

In the axial phloem conducting and nonconducting tissue can be distinguished. In the conducting phloem the sieve tube elements are open and functional (fig. 62). In the nonconducting phloem the sieve cells are collapsed, parenchyma cells may be enlarged and phloem rays may be bent (fig. 63).

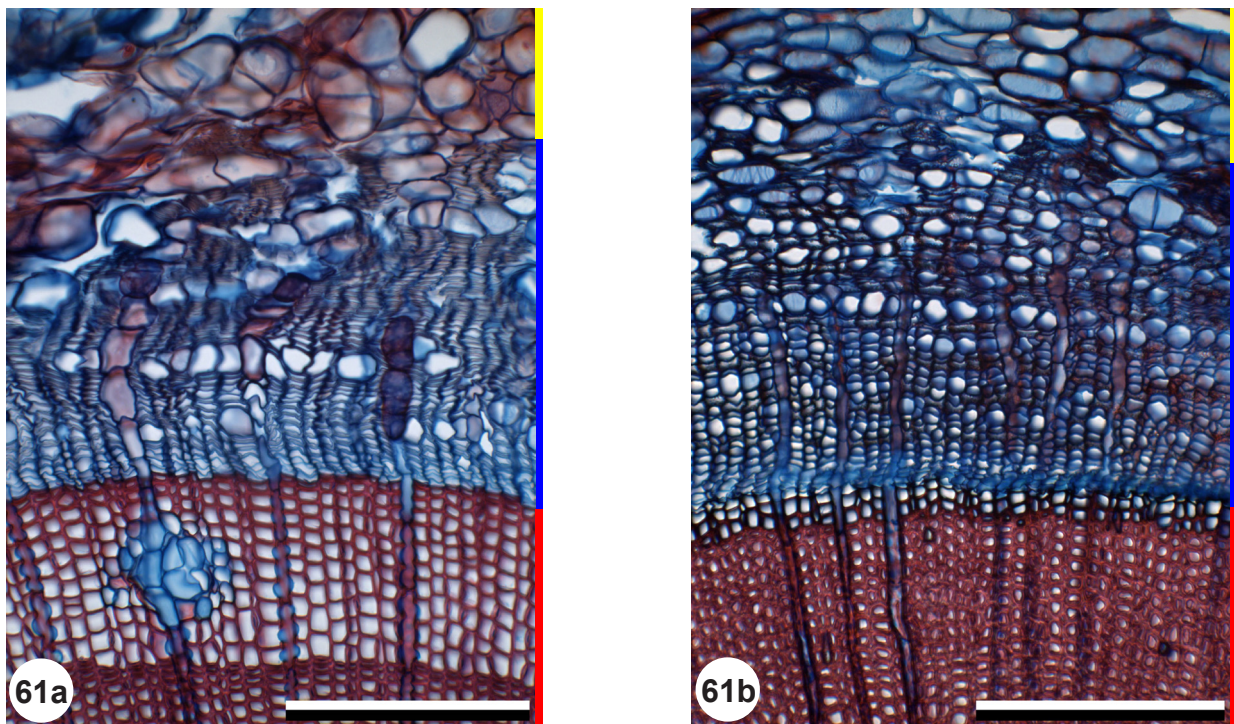


Fig. 61: Xylem and phloem of *Pinus cembra* (61a), *Taxus baccata* (61b), transverse sections. Phloem cells are organized in radial rows, corresponding to the radial rows of the xylem fibres. Also the ray cell rows correspond in xylem and phloem. Scale: 200 μm .

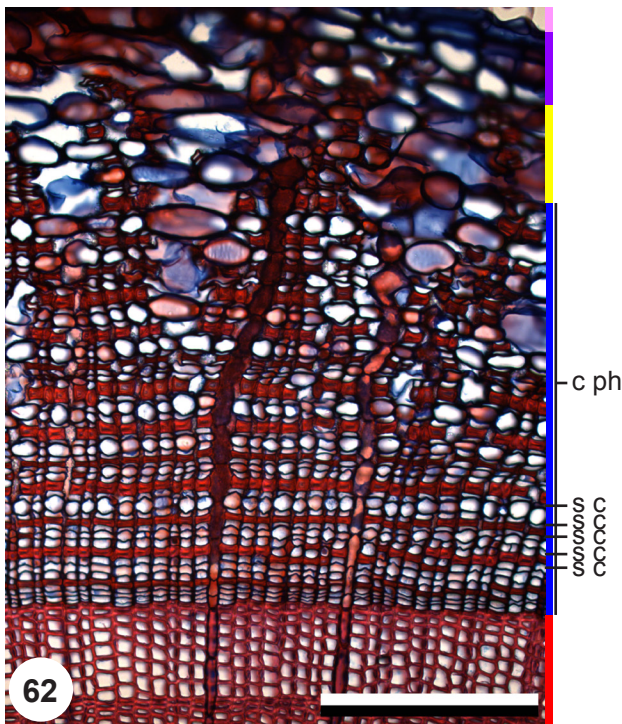


Fig. 62: Phloem of *Juniperus communis*, transverse section.
All sieve cells (s c) are open, i.e. the whole phloem is conducting (c ph).
Scale: 200 μ m.

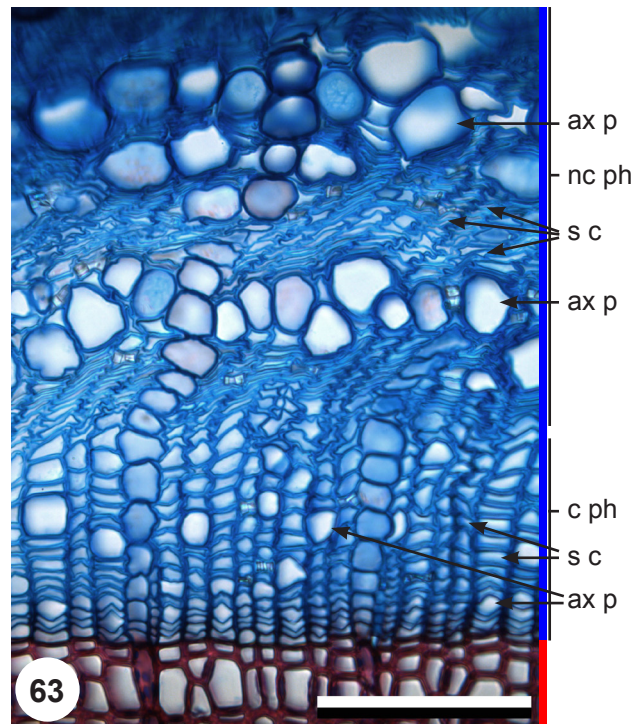


Fig. 63: Phloem of *Larix decidua*, transverse section.
The sieve cells (s c) of the youngest phloem are open and conducting (c ph), in the nonconducting phloem (nc ph) sieve cells are collapsed. Axial parenchyma cells (ax p) in the conducting phloem are only slightly larger than sieve cells, in the nonconducting phloem axial parenchyma cells are evidently enlarged.
Scale: 100 μ m.

4.1.2 Phloem cell composition

The phloem consists of sieve cells, parenchyma cells, and optionally of fibres.

Sieve cells usually are arranged in tangential layers. These layers can be uniseriate (fig. 64) or several cell layers thick (fig. 65). In the nonconducting phloem sieve cells are collapsed and deformed (figs. 65, 66), cell rows often lose their strictly radial orientation (figs. 63, 66) due to tensions in the bark.

In the phloem axial and radial parenchyma cells occur (fig. 67). Axial parenchyma cells can build regular tangential layers (fig. 68) or irregular tangential bands (figs. 67, 69). Radial parenchyma cells are called rays. They build a connection between pith and cortex, on both ray ends with a soft transition into the respective parenchyma cells. Axial and radial parenchyma cells expand with increasing age (fig. 70), in order to follow the growing outline of the twig. This expansion is called dilatation. Axial and radial parenchyma cells may develop into sclereids (fig. 71).

In the phloem of some species fibres occur, mostly arranged in uniseriate tangential layers (fig. 72). Fibres may develop into thick-walled fibre-sclereids (fig. 73).

Often in the latest formed phloem cell layers near the cambium the different types of cells are not yet visibly differentiated (figs. 73a, 74).

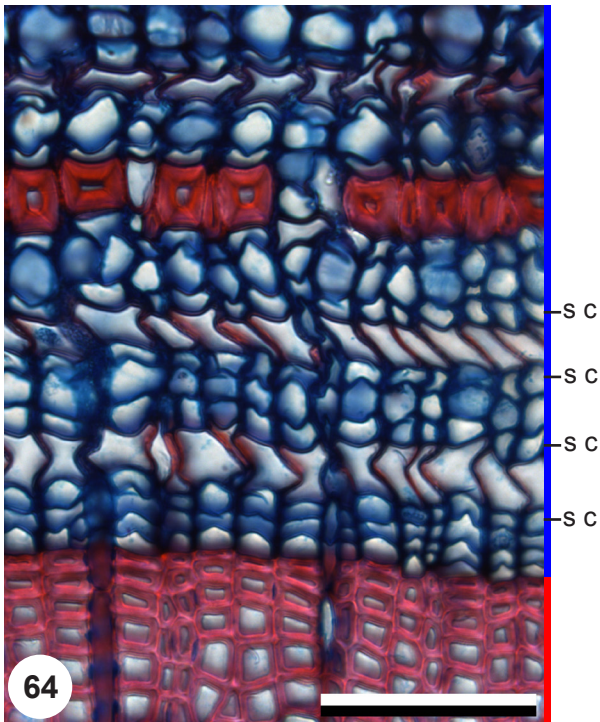


Fig. 64: Conducting phloem of *Juniperus sabina*, transverse section.
Every other tangential cell layer consists of sieve cells (s c).
Scale: 50 μ m.

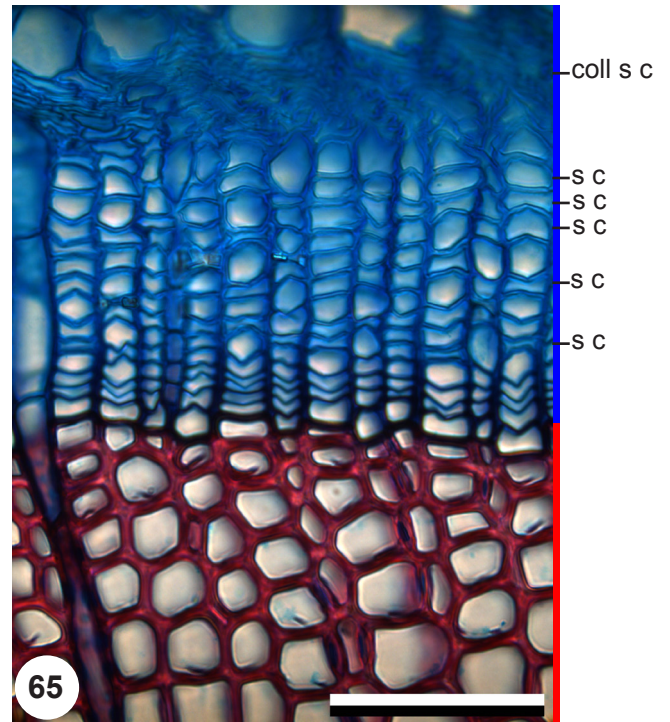


Fig. 65: Conducting phloem of *Larix decidua*, transverse section.
Sieve cells (s c) arranged in regular tangential layers forming a broad tangential band. Collapsed sieve cells (coll s c).
Scale: 50 μ m.

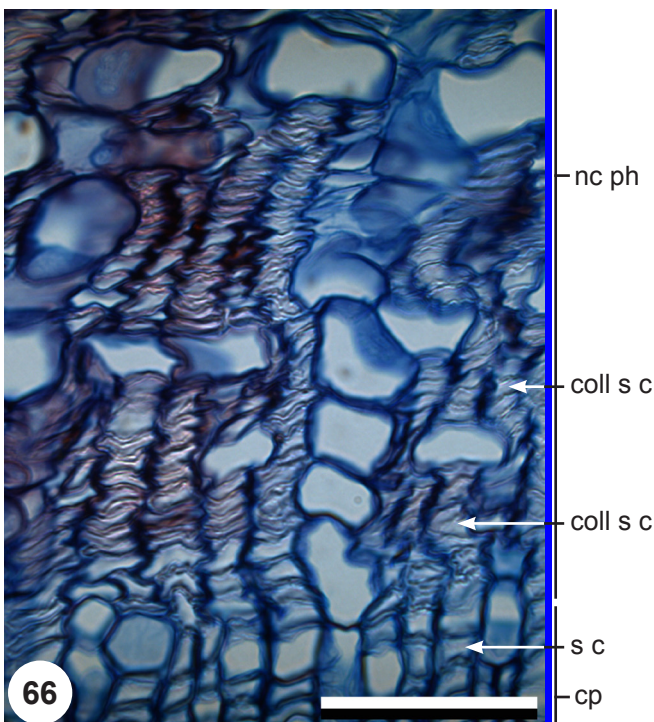


Fig. 66: Nonconducting phloem of *Pinus cembra*, transverse section.
Nonconducting phloem (nc ph) with collapsed sieve cells (coll s c). Conducting phloem (c ph) with functional sieve cells (s c).
Scale: 50 μ m.

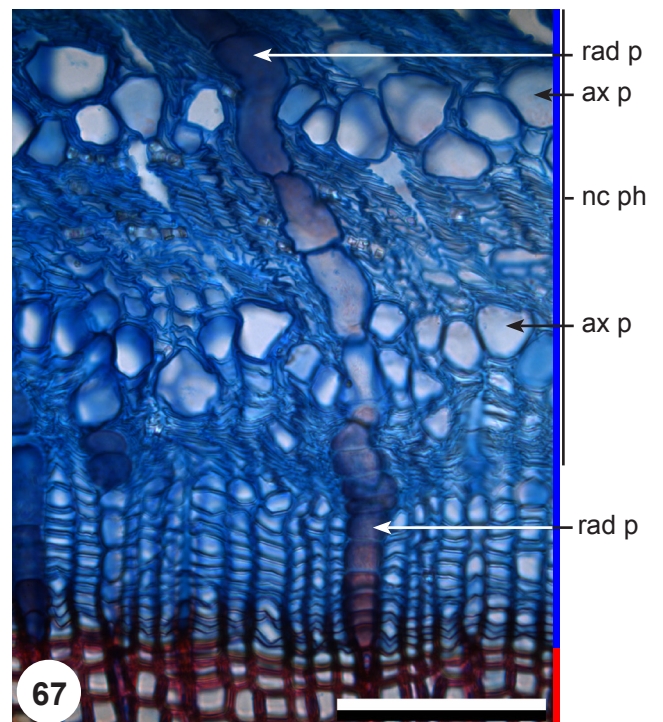


Fig. 67: Phloem of *Larix decidua*, transverse section.
Axial parenchyma cells (ax p) are distinct in the nonconducting phloem (nc ph). They are arranged in an offset pattern and build bands. Rays consist of radial parenchyma cells (rad p).
Scale: 100 μ m.

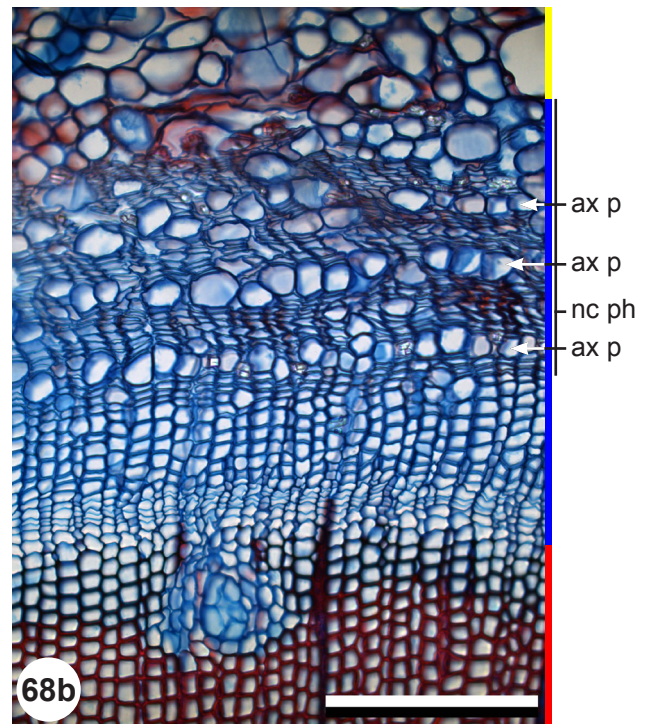
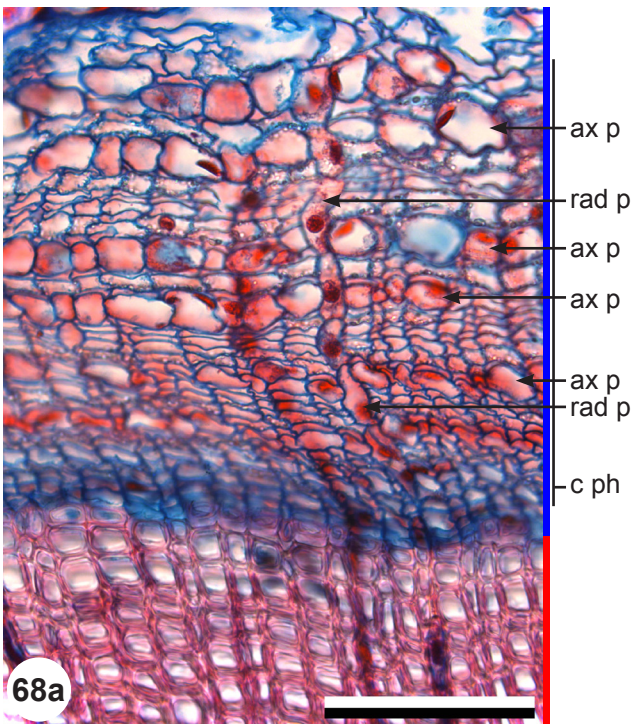


Fig. 68: Phloem of *Taxus baccata* (68a) and of *Pinus mugo* (68b), transverse sections. Axial parenchyma cells (ax p) occur in uniseriate layers in the conducting phloem (c ph) (68a) and in the nonconducting phloem (nc ph) (68b). Radial parenchyma cells (rad p). Scale: 100 μ m (68a), 200 μ m (68b).

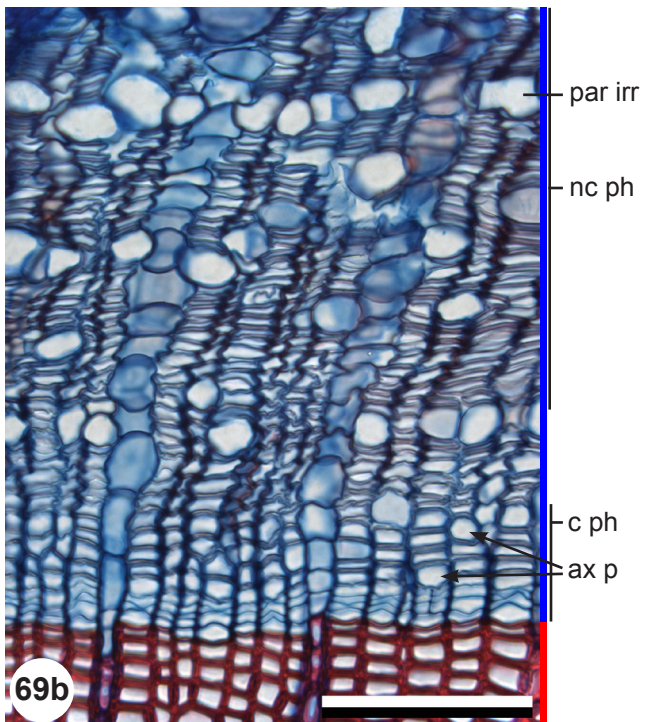
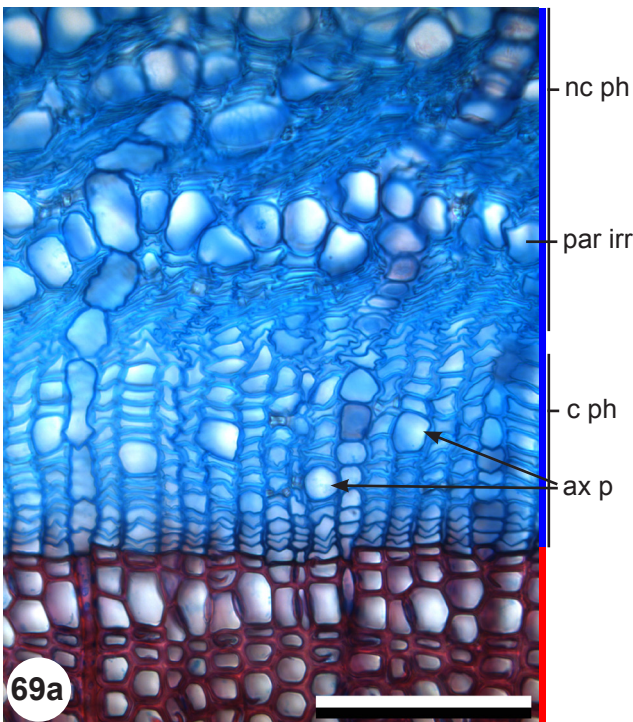


Fig. 69: Phloem of *Larix decidua* (69a) and of *Pinus mugo* (69b), transverse sections. Roundish axial parenchyma cells (ax p) are interspersed in the sieve cell layers of the conductive phloem (c ph). Only in the nonconductive phloem (nc ph) the axial parenchyma cells get larger and build an irregular layer (par irr). Scale: 100 μ m.

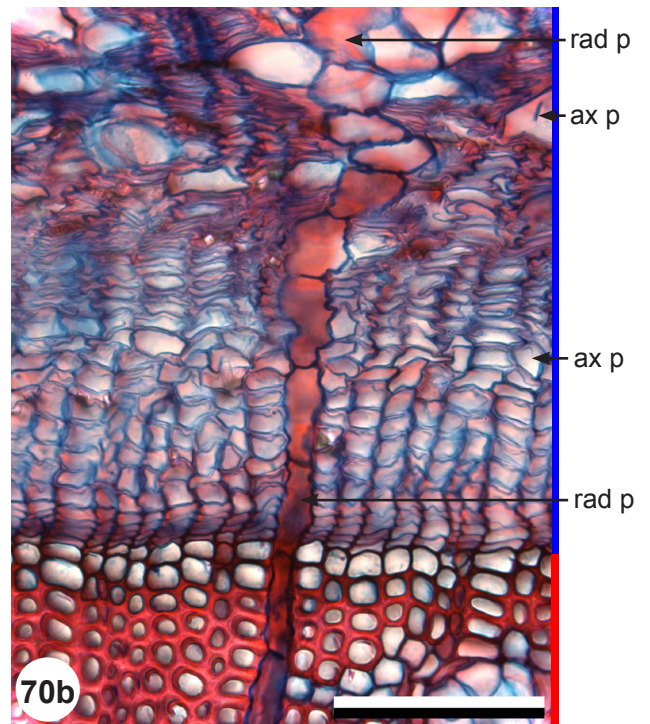
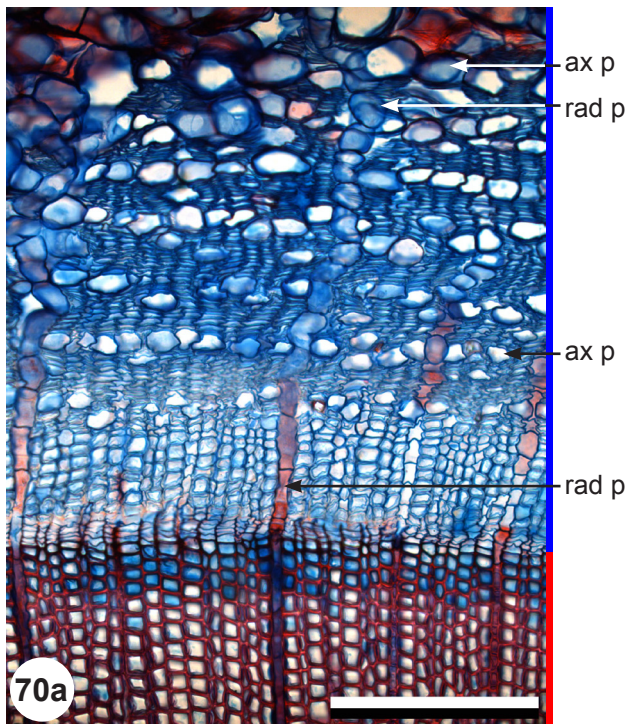


Fig. 70: Phloem of *Pinus mugo* (70a) and *Pinus sylvestris* (70b), transverse sections. Axial and radial parenchyma cells (ax p, rad p) expand with increasing age. The older and larger cells are on the outer side of the phloem. Scale: 200 μm (70a), 100 μm (70b).

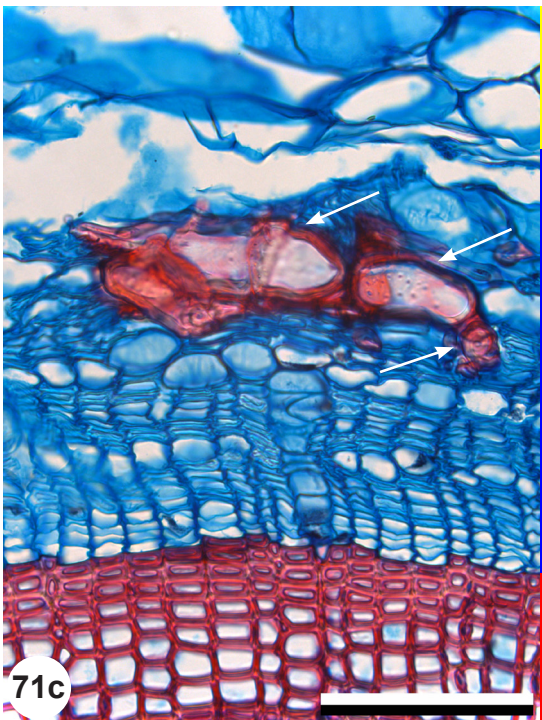
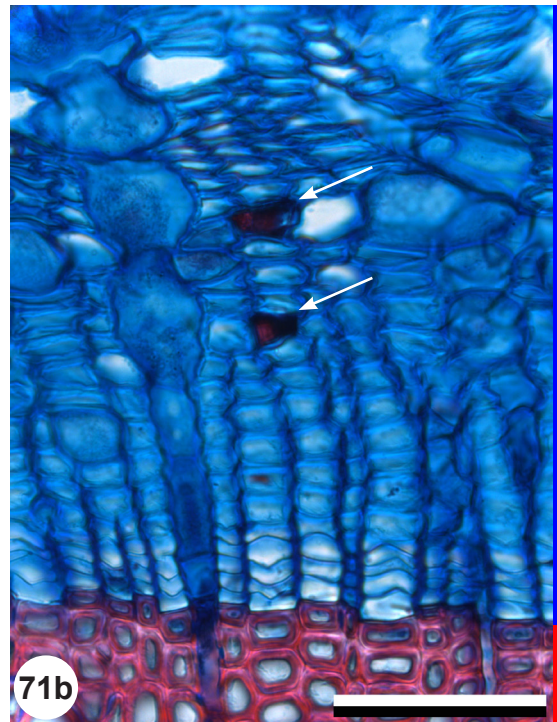
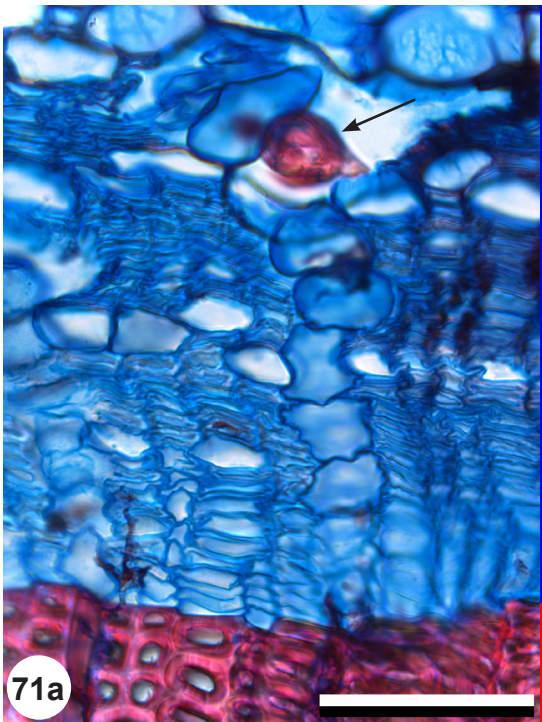


Fig. 71: Phloem of *Abies alba* (71a, 71c) and *Picea abies* (71b), transverse sections. Sclereids (arrows) located in the nonconductive (71a, 71c) or conductive (71b) phloem. These sclereid cells developed from axial parenchyma cells. Scale: 50 μm (71a, 71b), 100 μm (71c).

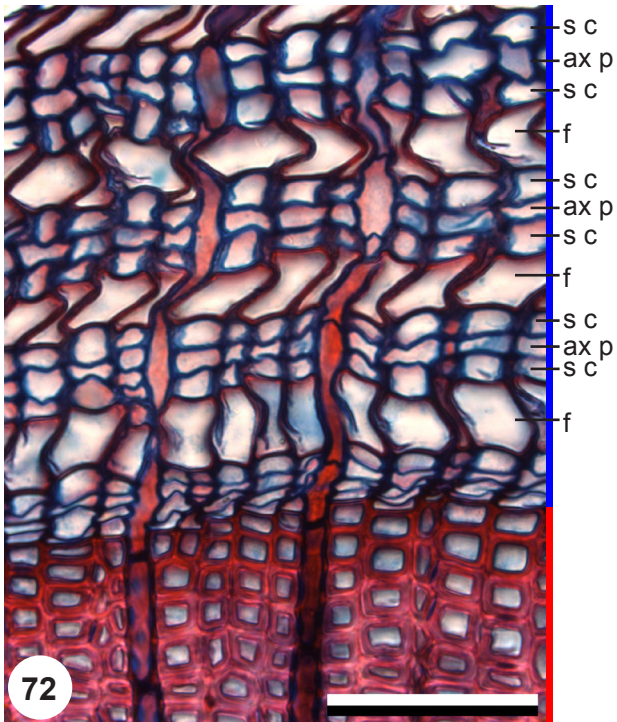


Fig. 72: Phloem of *Juniperus sabina*, transverse section.
 Fibres (f) in tangential layers, alternating with layers of sieve cells (s c) and axial parenchyma cells (ax p).
 Scale: 50 μ m.

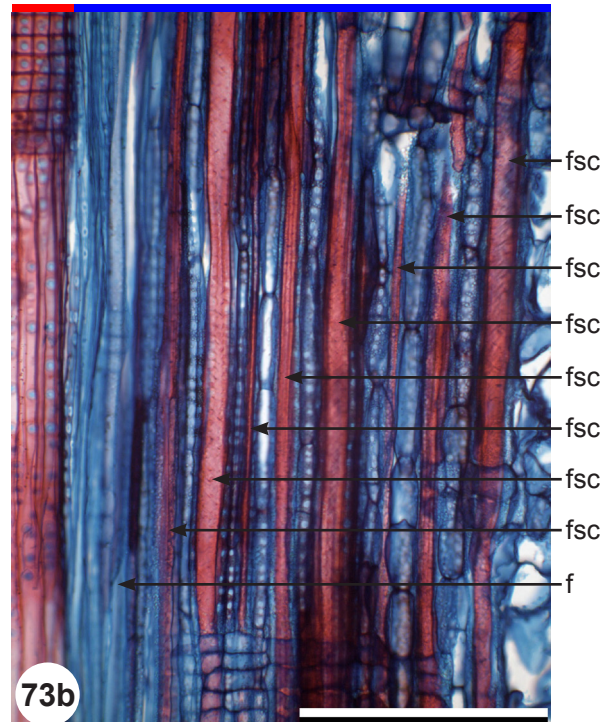
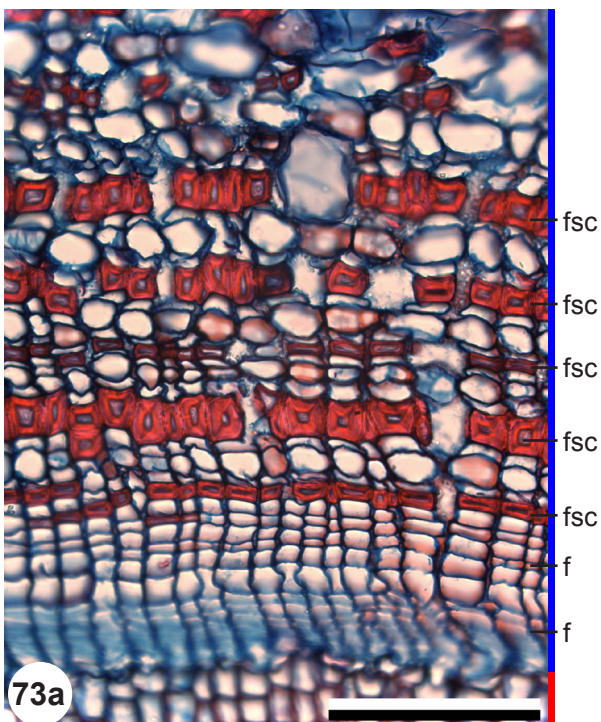


Fig. 73: Phloem of *Juniperus communis*, transverse section (73a), radial section (73b).
 Young layers of fibres (f) in young phloem. The older layers of fibres have turned into fibre-sclereids (fsc).
 Scale: 100 μ m (73a), 200 μ m (73b).

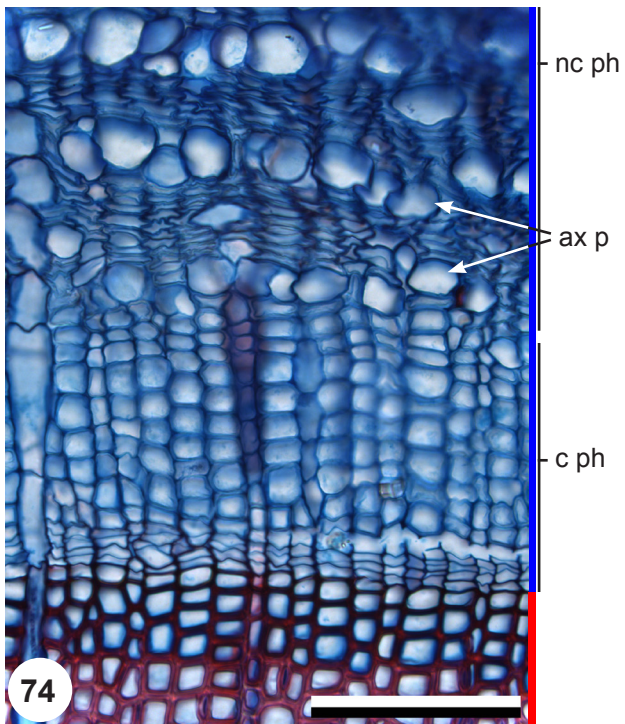


Fig. 74: Phloem of *Pinus mugo*, transverse section. The phloem consists of sieve cells and axial parenchyma cells, which can not be differentiated in the conducting phloem (c ph). Only in the nonconducting phloem (nc ph) the axial parenchyma cells (ax p) get larger, and tangential parenchyma cell layers are recognizable. Scale: 100 μ m.

4.1.3 Mineral inclusions

Mineral inclusions occur as prismatic crystals (fig. 75), as needle shaped crystals (fig. 76) or as crystal sand (fig. 77).

Mineral inclusions can be found intracellular (fig. 78) or extracellular (fig. 79).

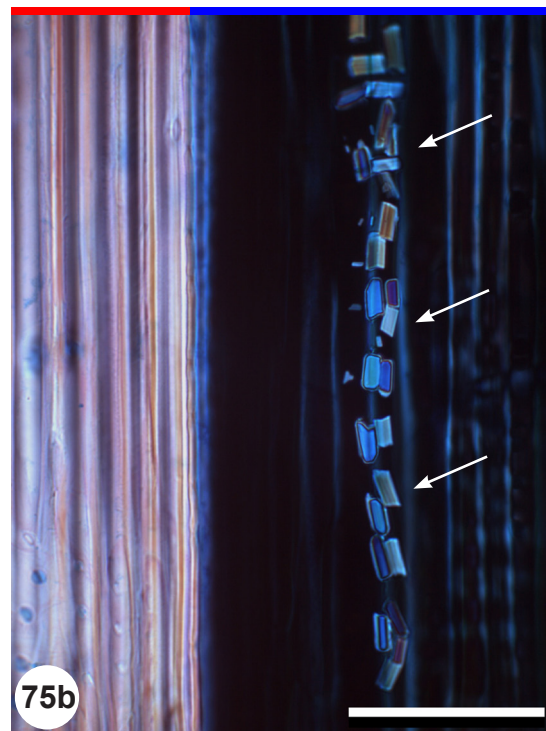
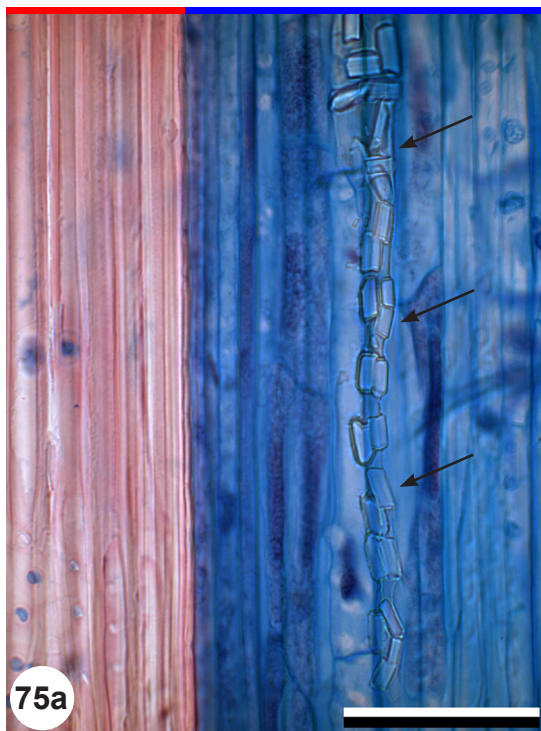


Fig. 75: Phloem of *Abies alba*, radial section. 75b = 75a in xpl.
A crystal fibre filled with prismatic crystals (arrows). Crystals glow in crossed polarized light.
Scale: 50 μm .

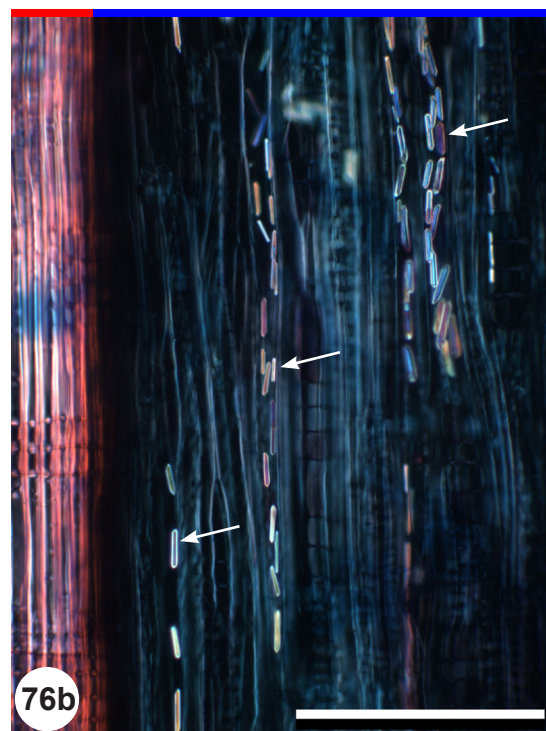


Fig. 76: Phloem of *Pinus sylvestris*, tangential section. 76b = 76a in xpl.
Crystal fibres filled with needle shaped crystals (arrows). Crystals glow in crossed polarized light.
Scale: 200 μm .

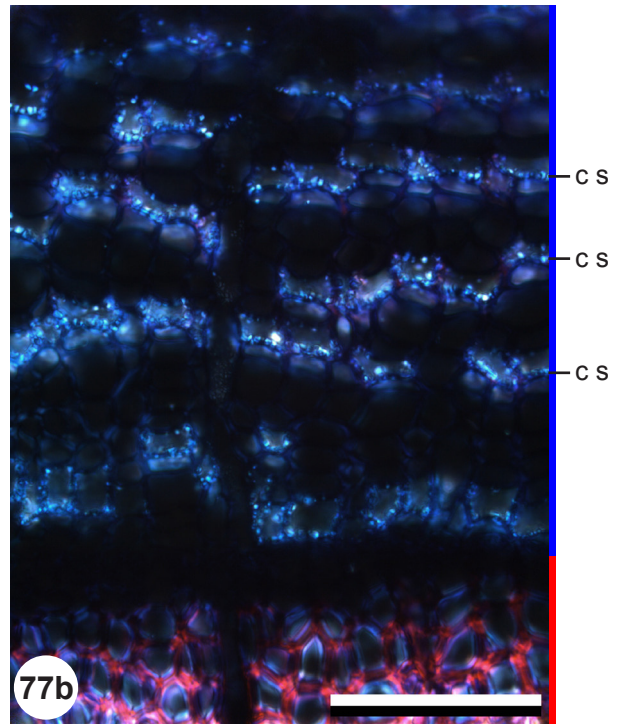
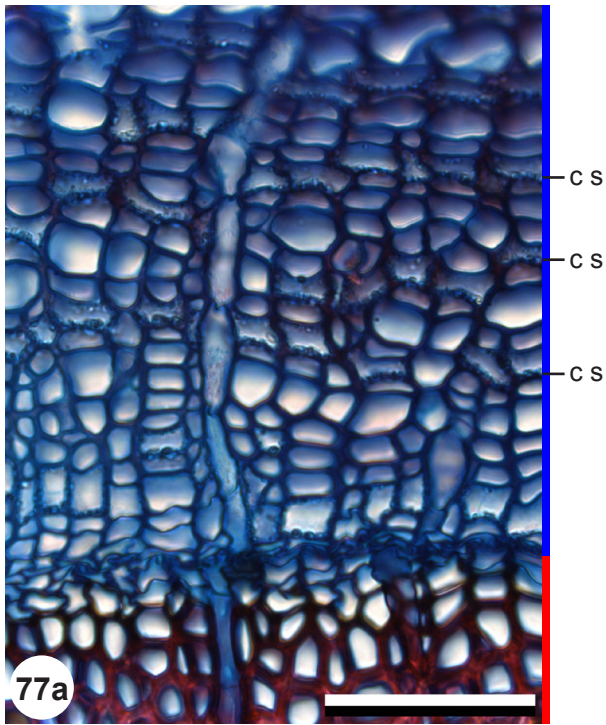


Fig. 77: Conducting phloem of *Taxus baccata*, transverse section. 77b = 77a in xpl.
 Layers of crystal fibres contain crystal sand (c s). Crystal sand glows in crossed polarized light.
 Scale: 50 μ m.

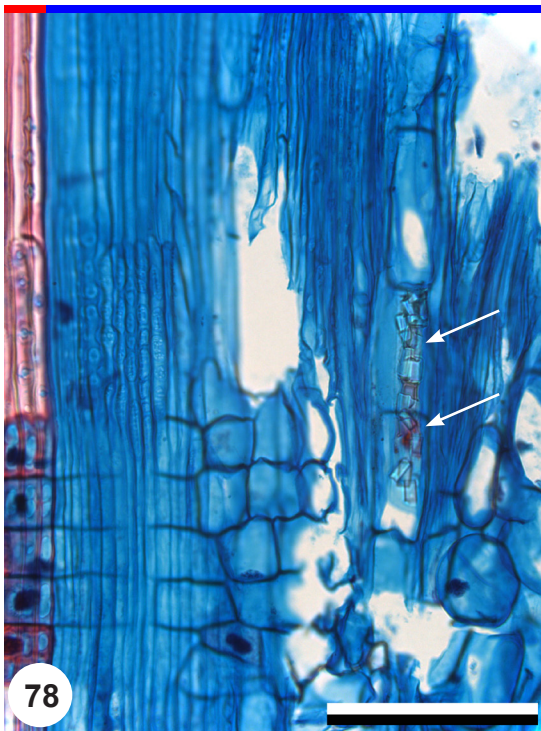


Fig. 78: Phloem of *Pinus cembra*, radial section. Intracellular prismatic crystals (arrows) in axial parenchyma cells. Scale: 100 μ m.

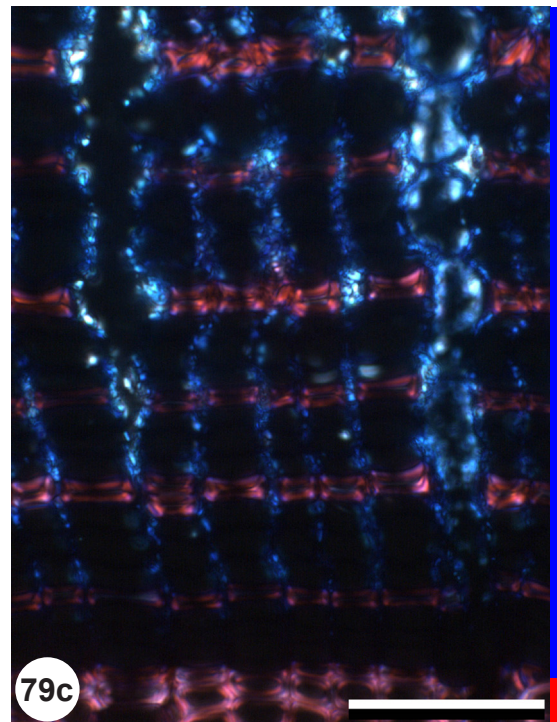
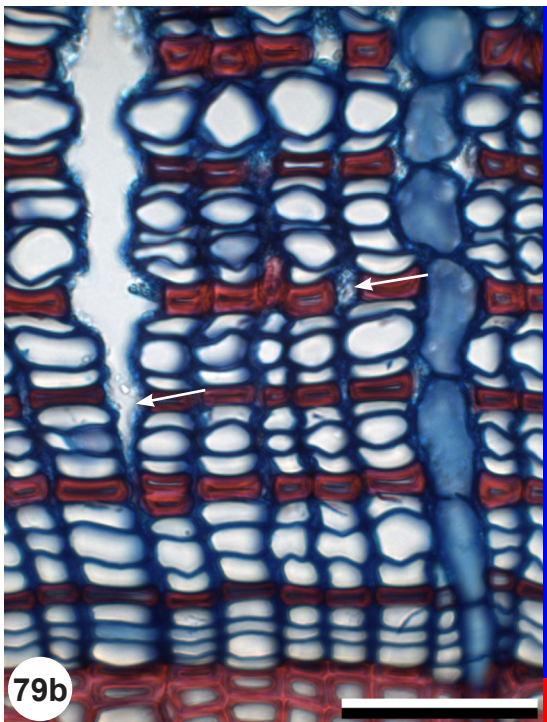
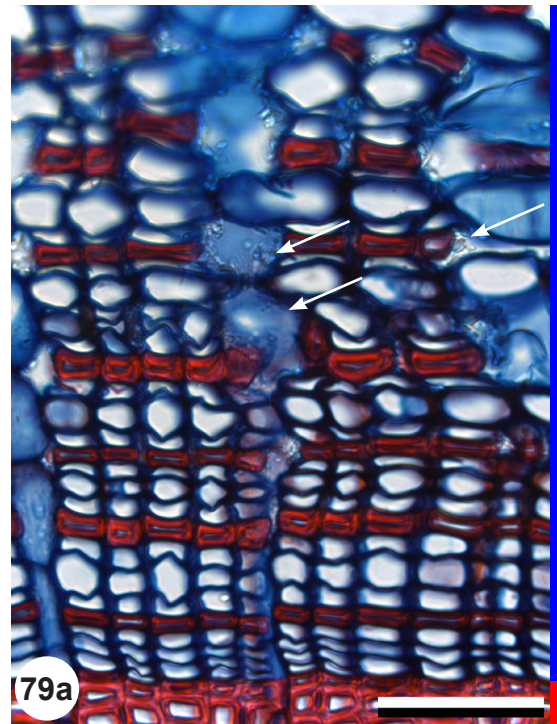


Fig. 79: Phloem of *Juniperus communis*, transverse sections. 79c = 79b in xpl. Extracellular crystal sand (arrows) in tissue lacunae generated by the increasing stem outline. 79c: Crystal sand between the cell walls glows light blue in crossed polarized light. Scale: 50 μ m.

4.1.4 Secretory elements

Secretory elements in the phloem occur as axial resin ducts (fig. 80) or as resin ducts in rays (fig. 81).

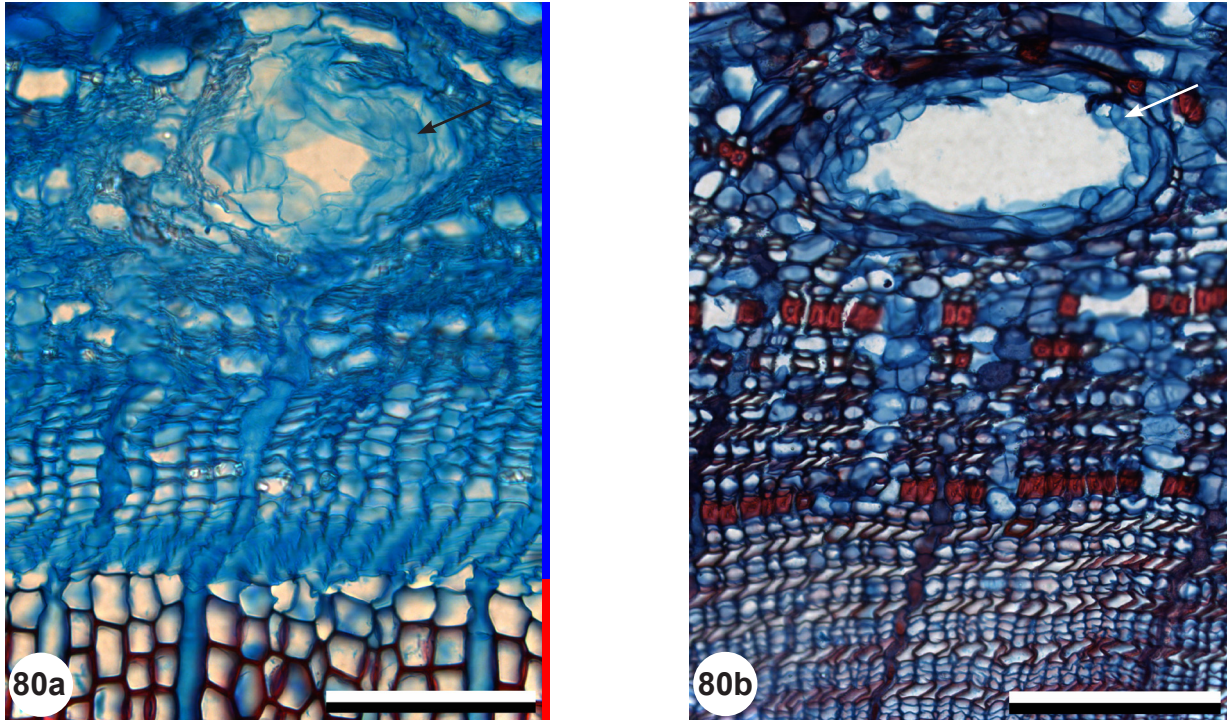


Fig. 80: Phloem of *Larix decidua* (80a) and *Juniperus sabina* (80b), transverse sections. Axial resin ducts (arrows) appear in the oldest part of the phloem. Scale: 100 μ m (80a), 200 μ m (80b).

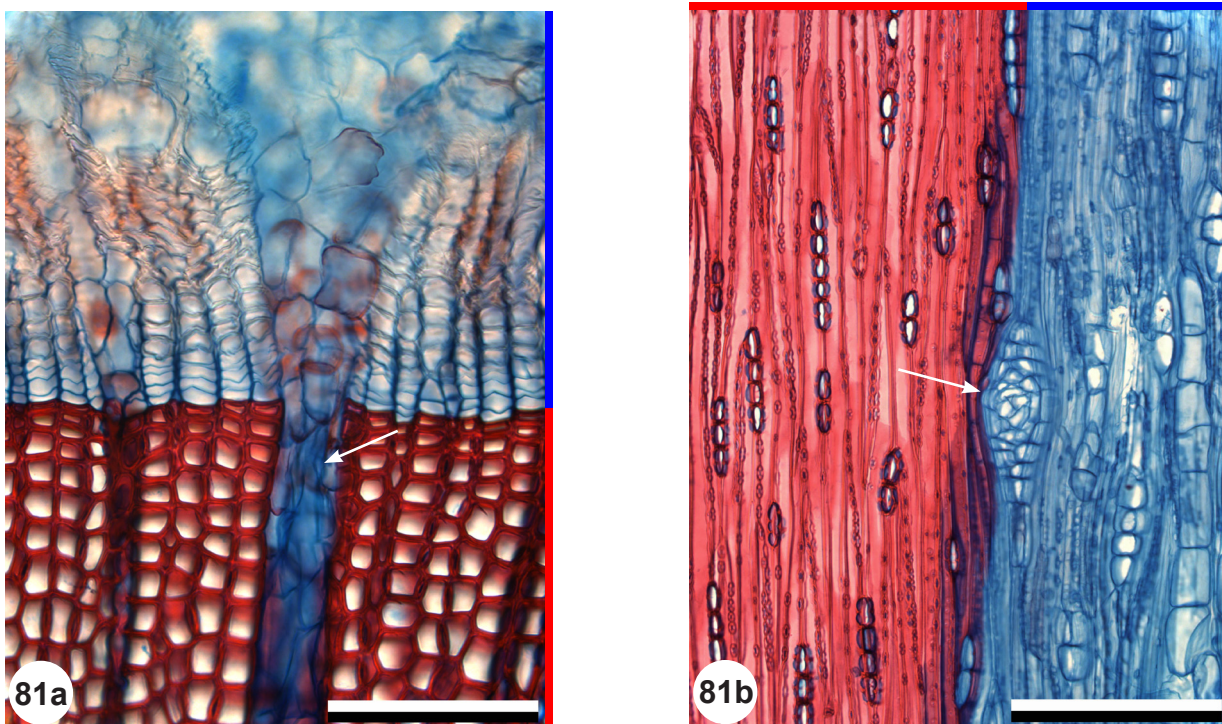


Fig. 81: Xylem and phloem of *Pinus cembra*, transverse section (81a), tangential section (81b). A resin duct (arrows) in a ray occurs in xylem and phloem. Scale: 100 μ m (81a), 200 μ m (81b).

4.1.5 Primary phloem

Primary phloem tissue has not been found in the examined conifer species.

4.2 Cortex

4.2.1 Structure of cortex

The cortex or primary bark is a parenchyma cell tissue between phloem to the inside and epidermis/periderm to the outside (fig. 82). As a primary tissue its cells are not radially arranged (fig. 83). With ongoing increase in girth by secondary growth cortex and epidermis are replaced by periderm or secondary bark (see 4.3); pace and place of this process are species-specific.

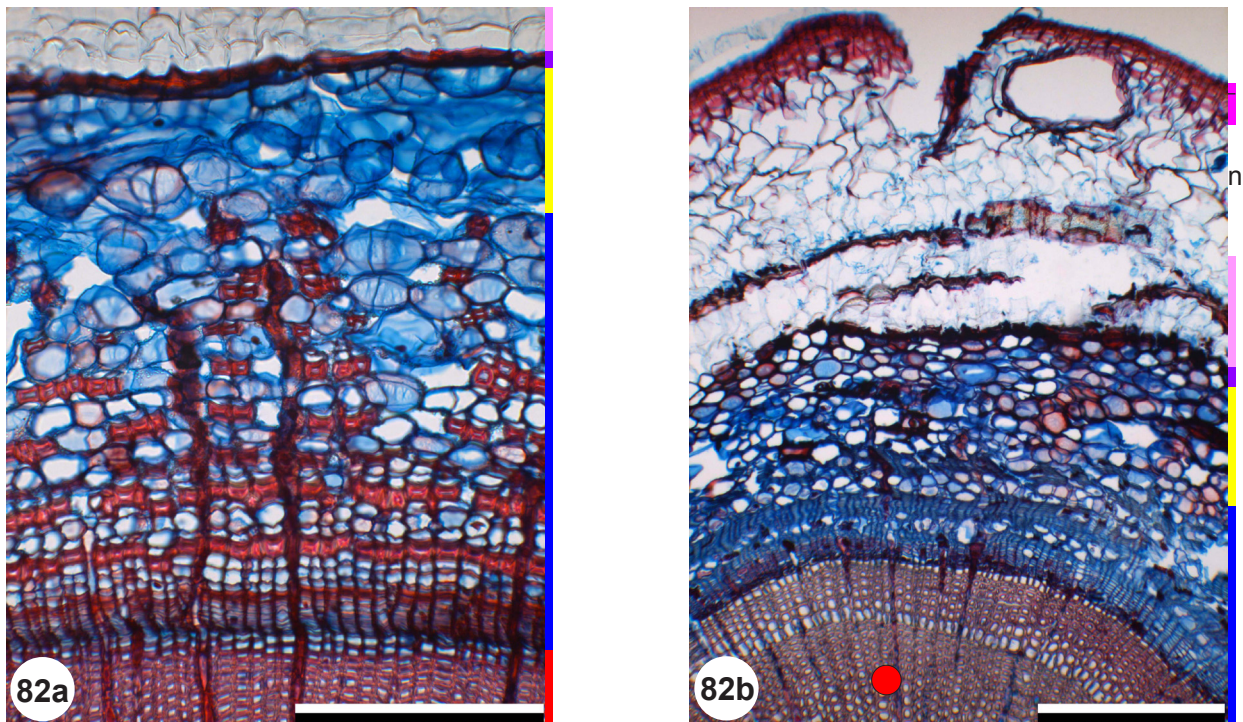


Fig. 82: Bark of *Juniperus communis* (82a) and *Larix decidua* (82b), transverse sections. The cortex (yellow bar) consists of large parenchyma cells. n = needle tissue. Scale: 200 μ m (82a), 100 μ m (82b).

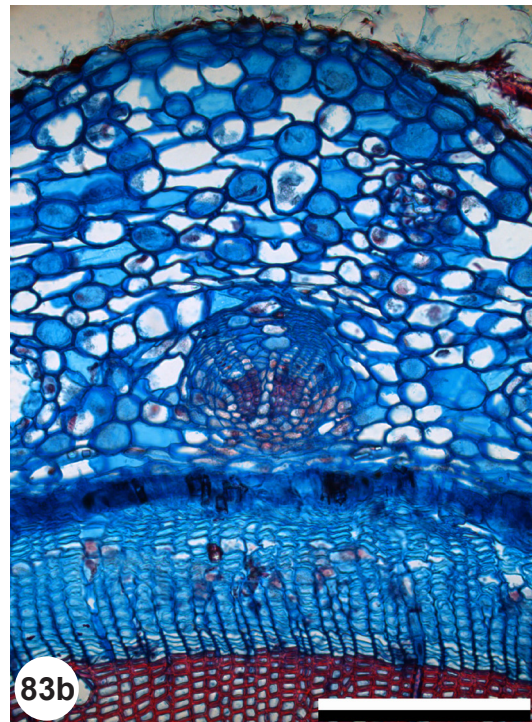
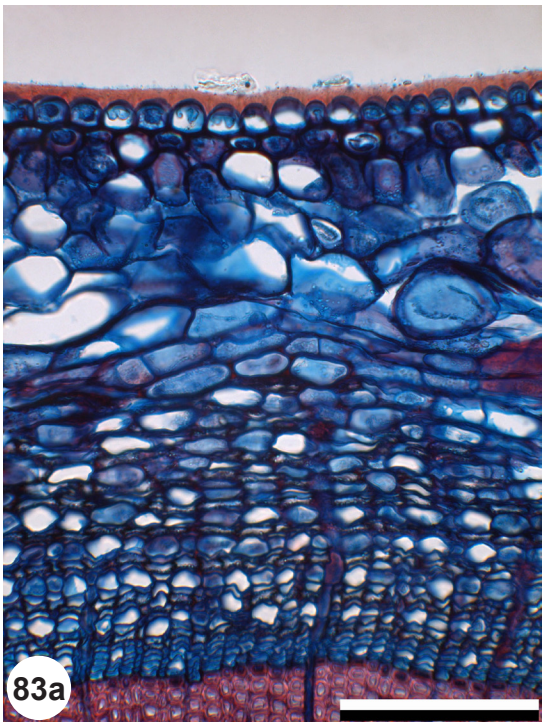


Fig. 83: Phloem and cortex of *Taxus baccata* (83a) and *Picea abies* (83b), transverse sections. Large cortex cells, not arranged in radial rows. Scale: 200 μm .

4.2.2 Cortex cell composition

The cortex consists of large isodiametric parenchyma cells with many intercellulars. The cortex of the studied Middle European conifers can incorporate sclereids (fig. 84), resin ducts (fig. 85) or cells with different kinds of mineral inclusions (see 4.2.3). Often not all specimens of a species show sclereids in the cortex, so this is not a species-specific characteristic.

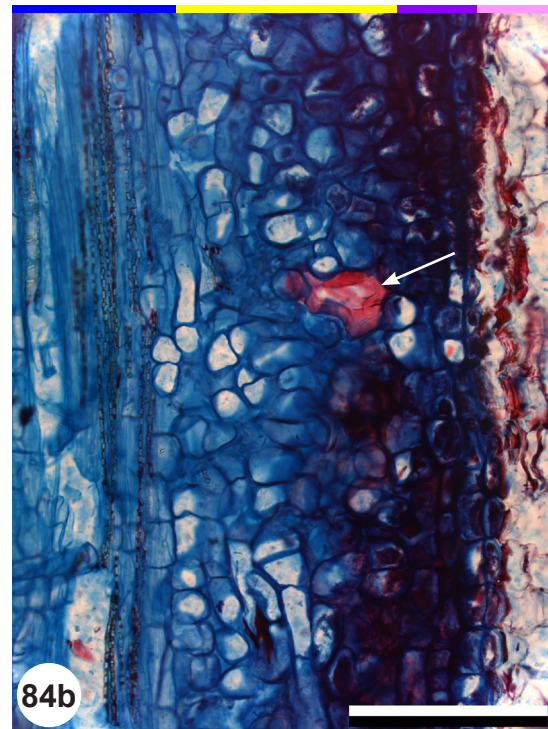
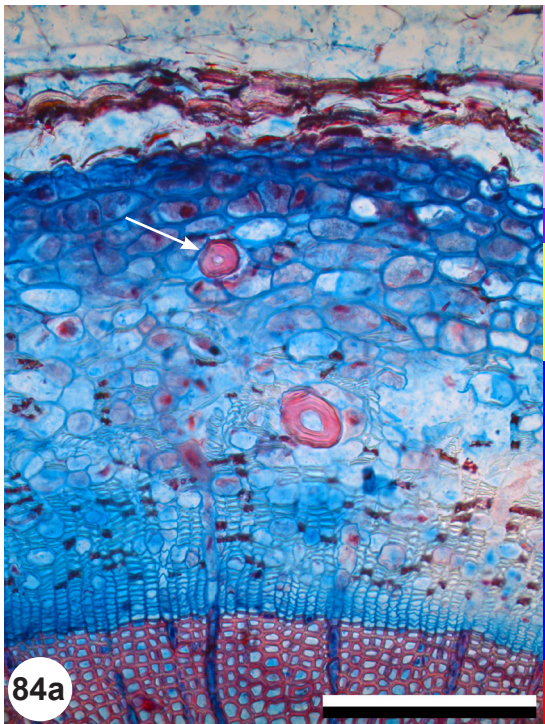


Fig. 84: Phloem and Cortex of *Larix decidua*, transverse section (84a), radial section (84b). Sclereids (arrows) occur in the cortex of some specimens. Scale: 200 μ m.

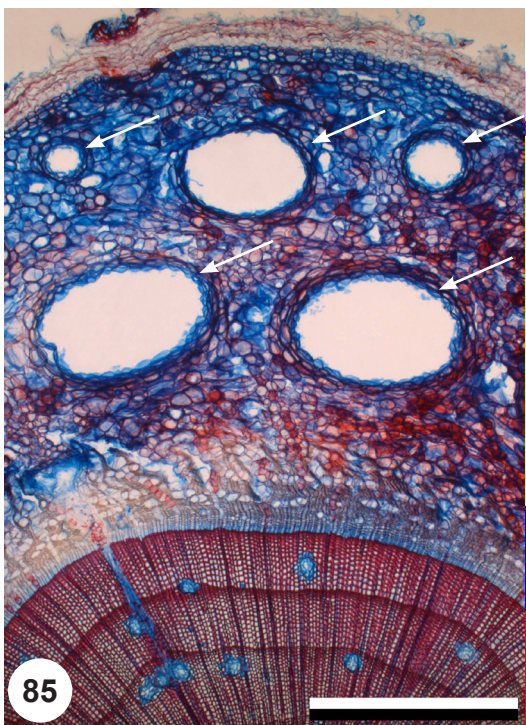


Fig. 85: Bark of *Pinus cembra*, transverse section. Five resin ducts (arrows) in the cortex. Scale: 0.5 mm.

4.2.3 Mineral inclusions

Some of the cortex cells can contain mineral inclusions e.g prismatic crystals (fig. 86) or needle shaped crystals (fig. 87). The type of mineral inclusions in the cortex often is the same as in the phloem (4.1.3).

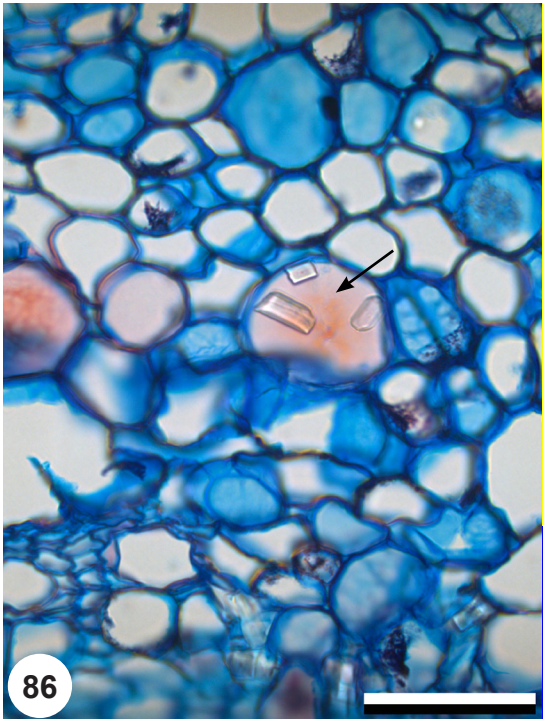


Fig. 86: Cortex of *Picea abies*, transverse section. A parenchyma cell containing three prismatic crystals (arrow).
Scale: 50 μm .

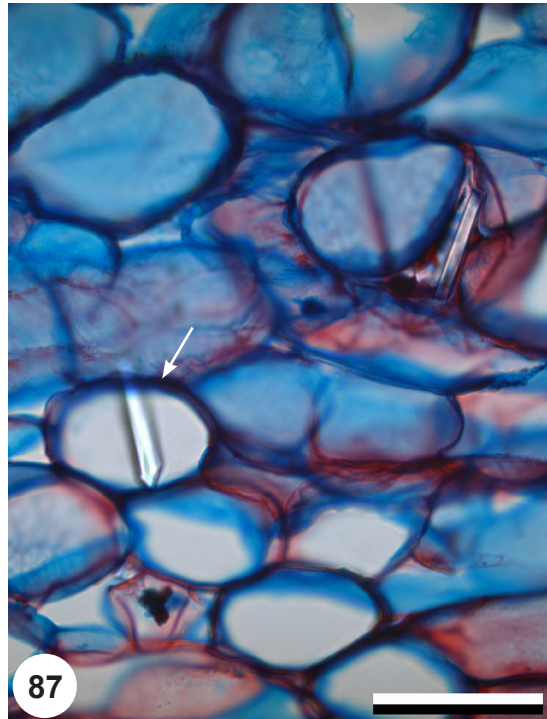


Fig. 87: Cortex of *Pinus sylvestris*, transverse section. A parenchyma cell containing a needle shaped crystal (arrow).
Scale: 50 μm .

4.3 Periderm

4.3.1 Structure of periderm

The periderm or secondary bark is a secondary protective tissue system replacing the epidermis. It is built by a meristematic layer called phellogen or cork cambium which produces to the inside the phelloderm, to the outside the phellem or cork. The cells of phelloderm and phellem are arranged in corresponding radial rows (fig. 88). By this cell arrangement the periderm tissue can be differentiated from the cortex with its non radial cell arrangement.

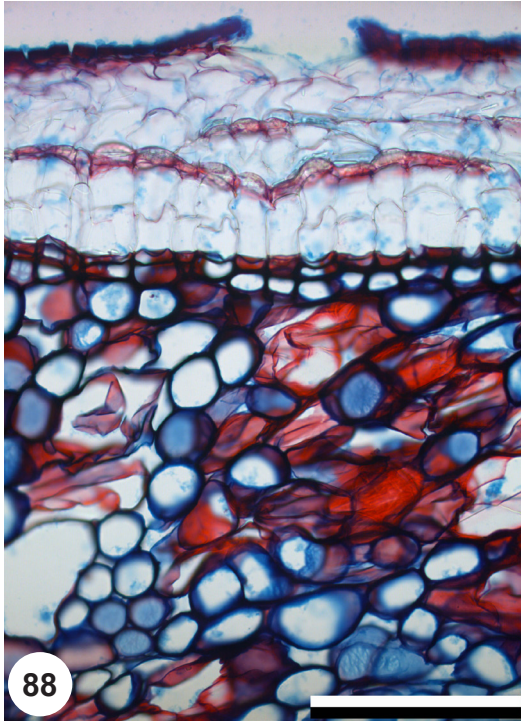


Fig. 88: Cortex and bark of *Pinus mugo*, transverse section.
Periderm tissue, i.e. phelloderm (violet) and phellem (rose), is formed in radial cell rows. Cortex tissue does not have a radial cell structure.
Scale: 200 μ m.

4.3.2 Periderm cell composition

The periderm is developed from the meristematic phellogen cell layer. The phellogen produces to the inside the phelloderm, to the outside the phellem.

The phelloderm normally is only one to four cell layers thick. It can be differentiated from the adjacent cortex by its radial cell arrangement, and maybe also by different cell shapes and sizes: phelloderm cells normally are flat rectangular, thin-walled and smaller, cortex cells usually are oval (tangentially elongated), thicker-walled and larger (fig. 89).

The phellem is the outer part of the periderm. Its cells are arranged in regular tangential layers and radial rows. The phellem always consists of several cell layers with thin walls (fig. 90), additionally present may be cell layers with thick or even sclerified walls (fig. 91), or with cells with dark stained contents (fig. 92). These structures are called thin-walled cork, thick-walled cork and stained cork.

In the thin-walled cork layers cells containing stained substances may occur (fig. 93).

In thin-walled cork mineral inclusions are often found. They occur in tangential bands, either as crystal sand (fig. 94), or as tiny needle shaped crystals in species having needle shaped crystals in phloem and cortex (fig. 95).

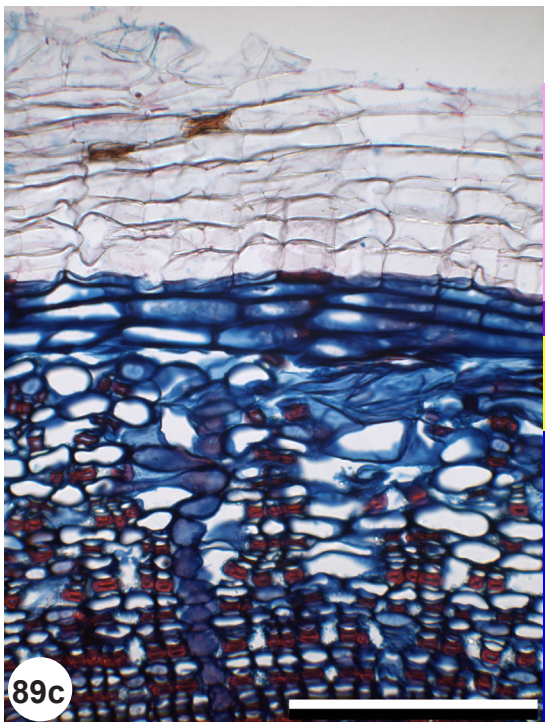
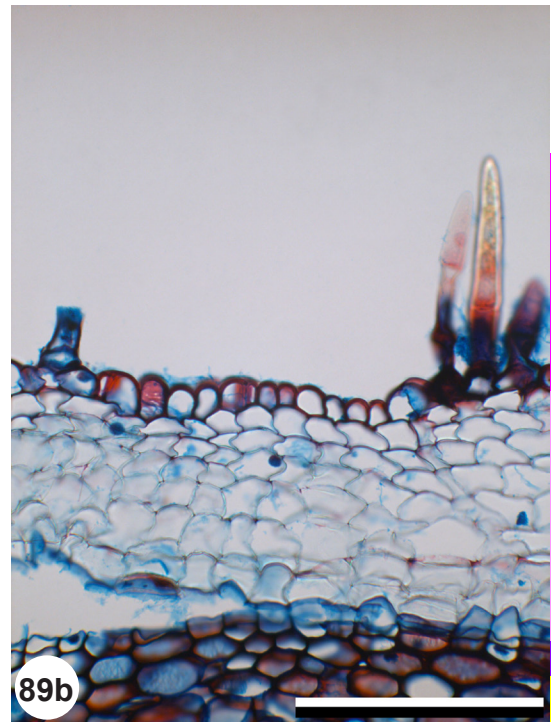
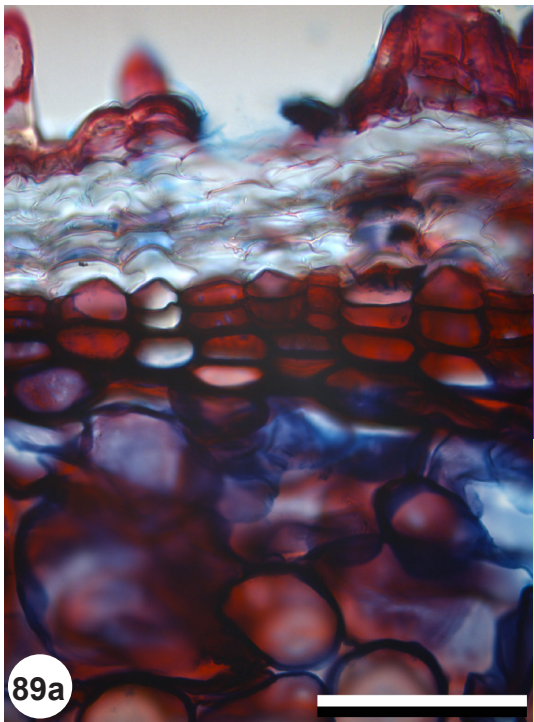


Fig. 89: Periderm of *Pinus cembra* (89a), *Abies alba* (89b) and *Juniperus communis* (98c), transverse sections. Phelloderm and phellem cells are arranged in radial rows. The meristematic phellogen between phelloderm and phellem is not visible.
Scale: 100 μm (89a), 200 μm (89b, 89c).

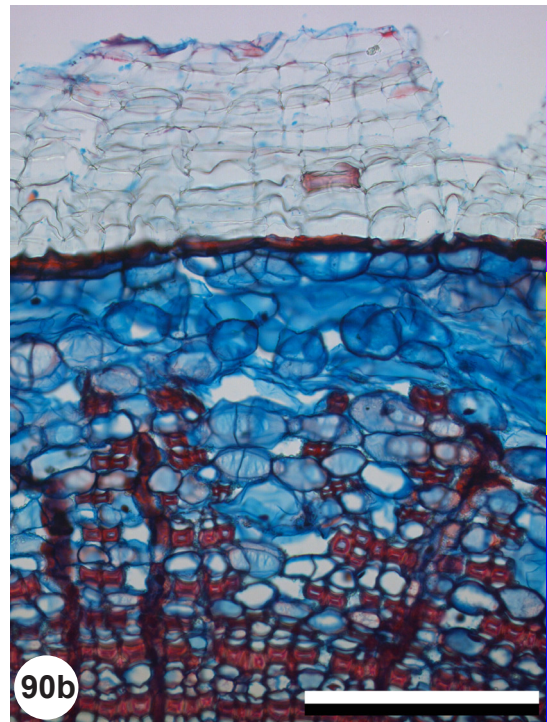
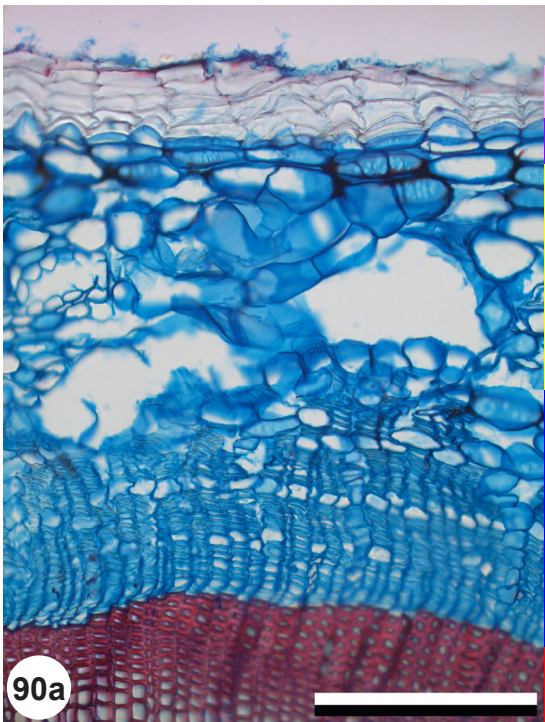


Fig. 90: Bark of *Abies alba* (90a) and *Juniperus communis* (90b), transverse sections.
Thin-walled cork: The phellem consists of several cell layers of thin-walled cells.
Scale: 200 μm .

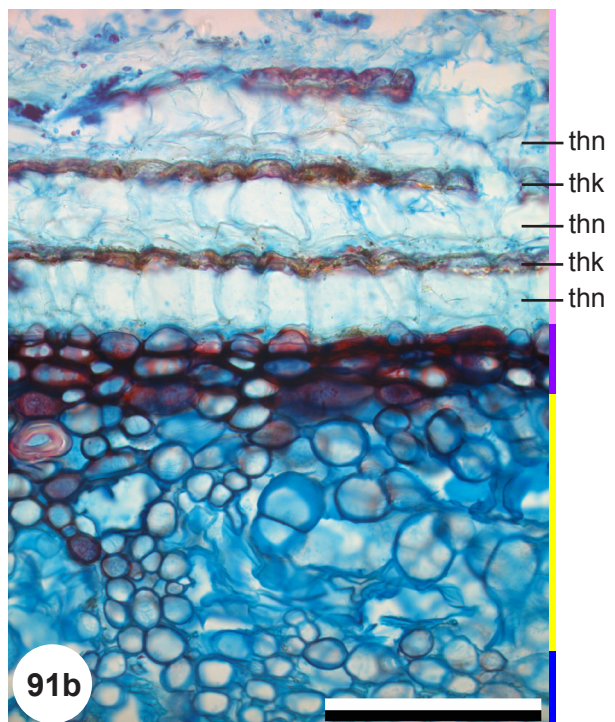
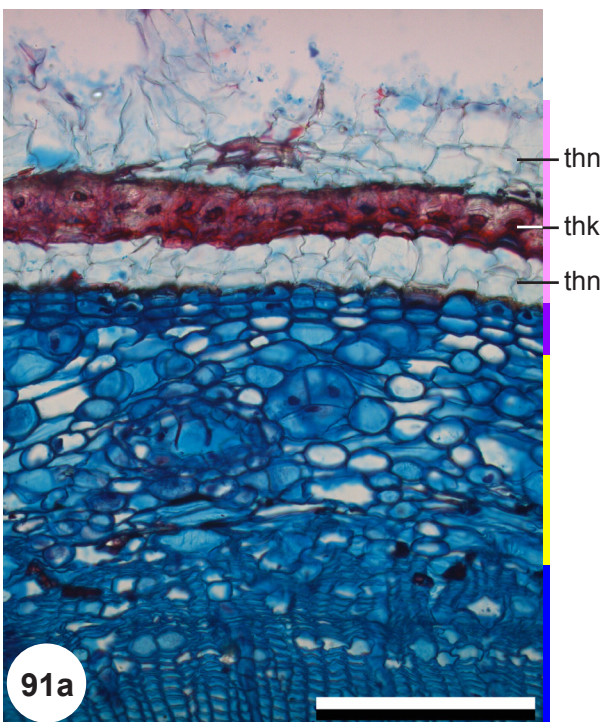


Fig. 91: Bark of *Picea abies* (91a) and *Larix decidua* (91b), transverse sections.
Thin- and thick-walled cork: The phellem consists of alternating layers of thin-walled (thn) and thick-walled (thk) cells.
Scale: 200 μm .

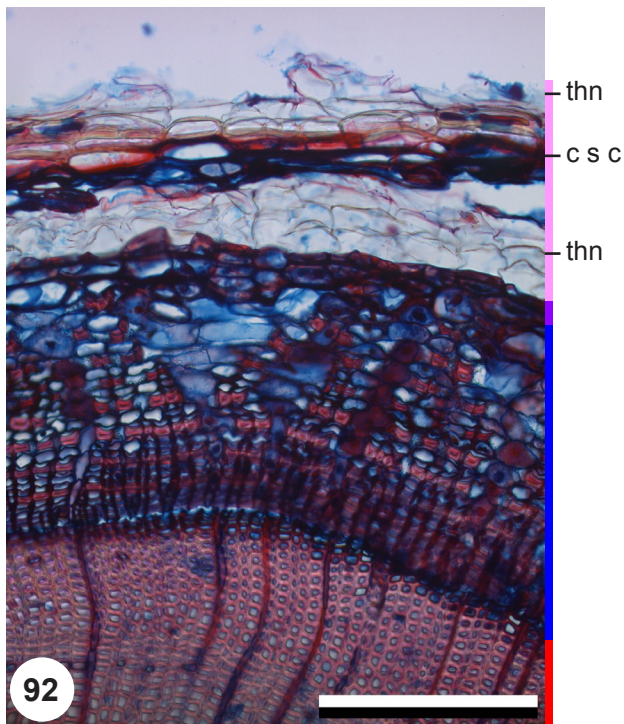


Fig. 92: Bark of *Juniperus communis*, transverse section.
Thin-walled and stained cork: The phellem consists of alternating layers of thin-walled cells (thn) and of cells with dark stained contents (c s c).
Scale: 200 μm .

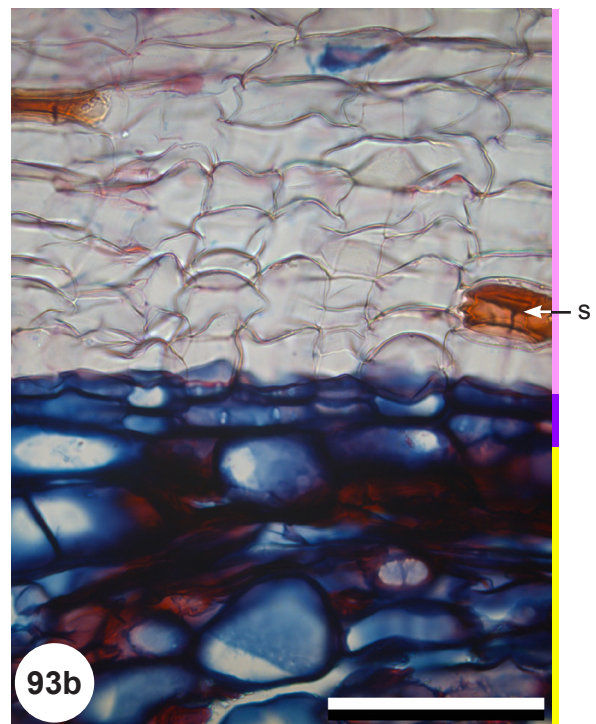
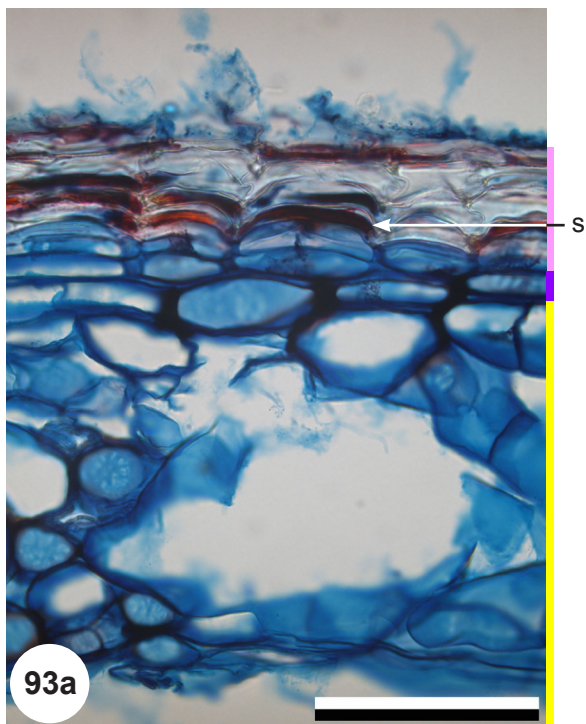


Fig. 93: Cortex and periderm of *Abies alba* (93a) and *Juniperus communis* (93b), transverse sections.
In the thin-walled cork occur cells with stained contents (s). They may be arranged in short tangential bands (93a) or solitary (93b).
Scale: 100 μm .

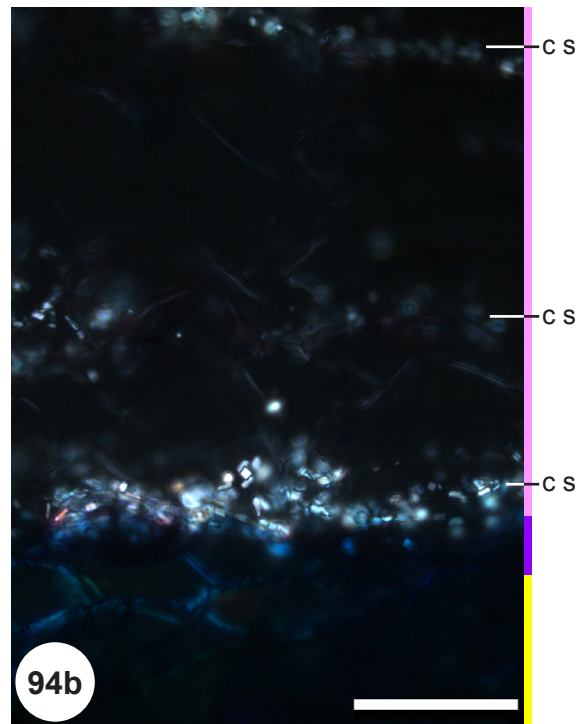
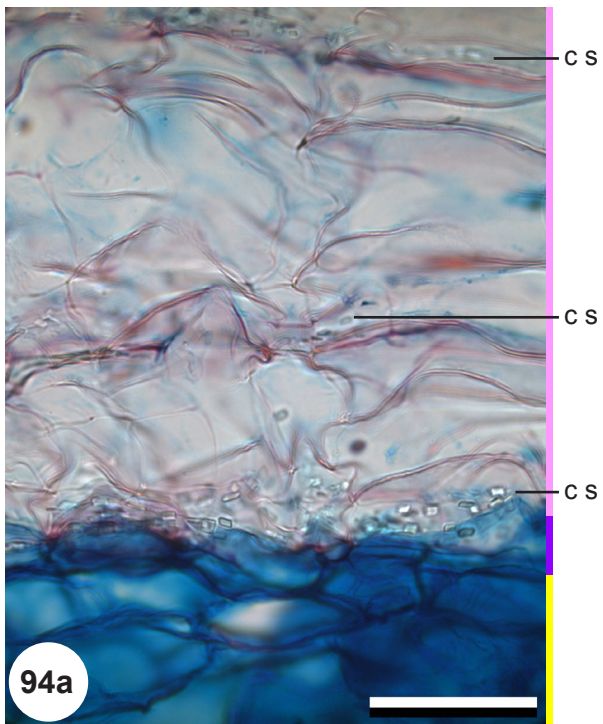


Fig. 94: Phellem of *Larix decidua*, transverse section. 94b = 94a in xpl.
In some cell layers with thin-walled cells crystal sand (c s) occurs. Crystal sand glows in crossed polarized light.
Scale: 50 μ m.

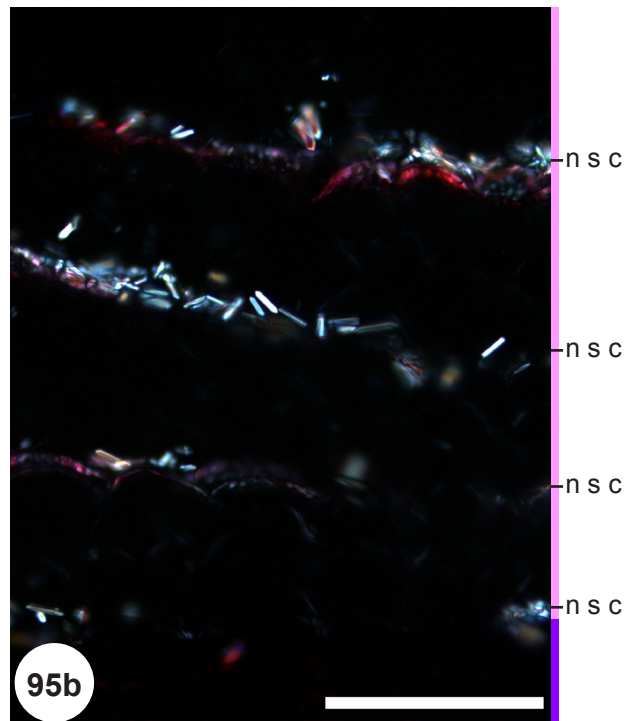
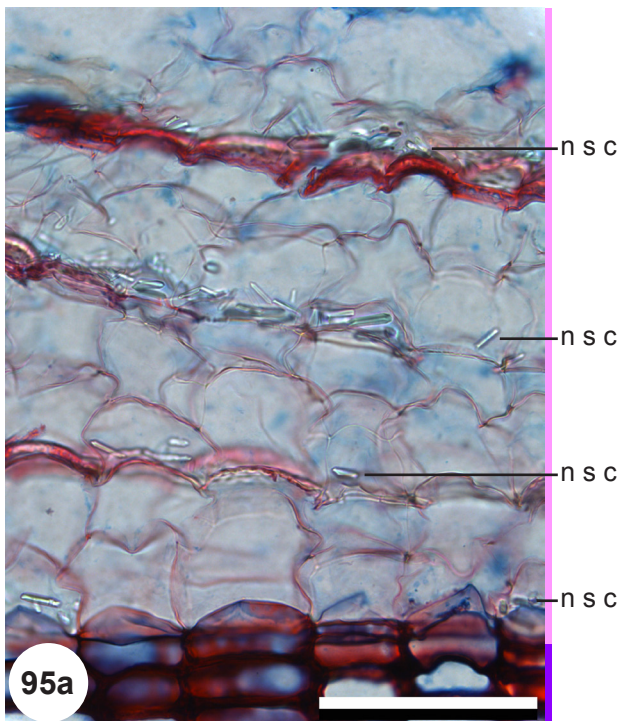


Fig. 95: Phellem of *Pinus mugo*, transverse section. 95b = 95a in xpl.
In some cell layers with thin-walled cells needle shaped crystals (n s c) occur. Crystals glow in crossed polarized light.
Scale: 100 μ m.

4.3.3 Localization of periderms

In all examined conifer species the initial periderm is built on the outer border of the cortex tissue. Serial periderms occur when the initial periderm is followed by a second and further periderms which are built inward of the initial periderm (fig. 96).

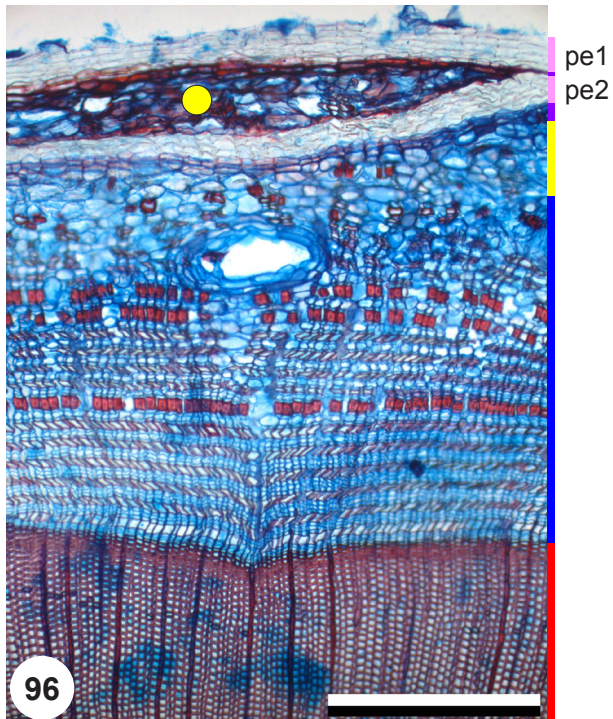


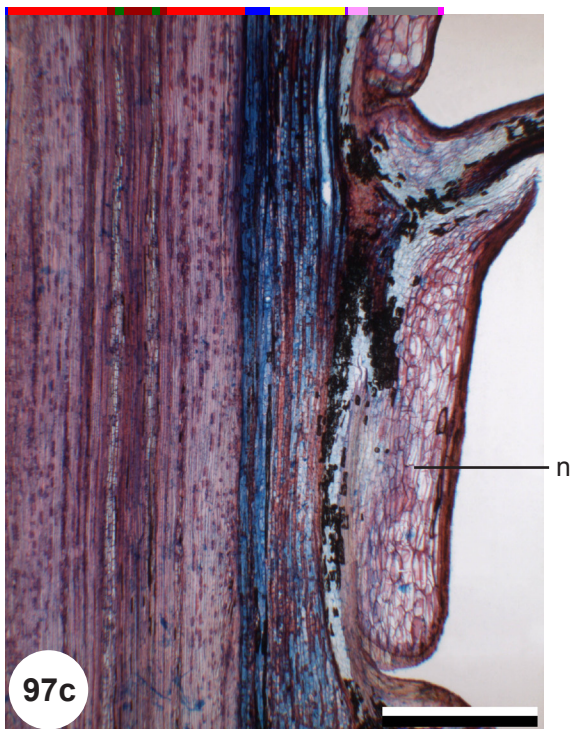
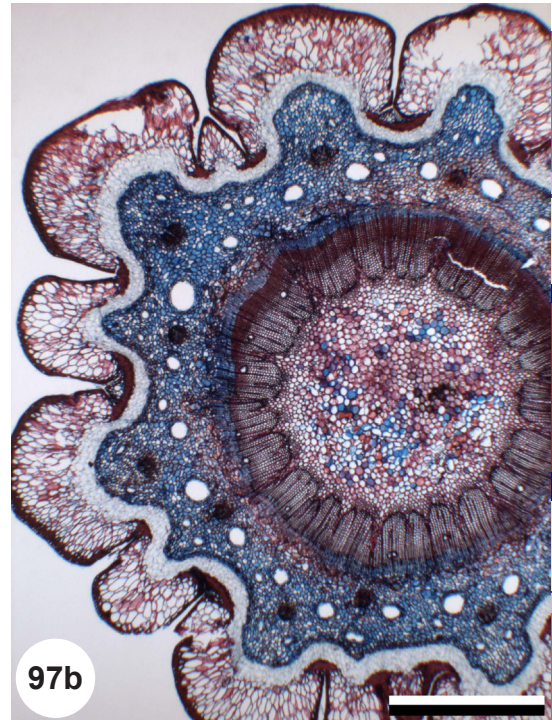
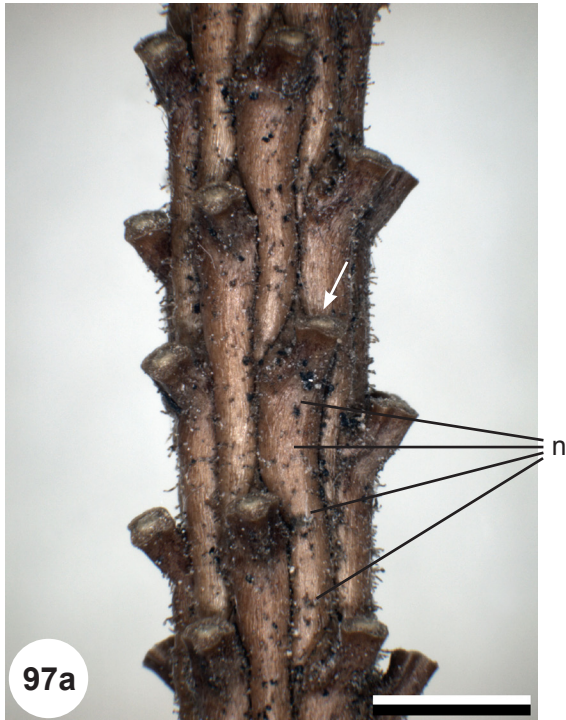
Fig. 96: Bark of *Juniperus sabina*, transverse section.

Serial periderms: The initial periderm (pe1) lies at the periphery of the bark, a second one (pe2) is located in the cortex.

Scale: 300 μ m.

4.4 Needle base tissue

Young conifer twigs bear needles. The needles and needle stalks are not the topic here, but some species show a decurrent needle base (fig. 97a-e), so that needle base tissue occurs on transverse and longitudinal sections (fig. 97b, c, e). Needle base tissue is composed of large thin-walled cells without intercellulars, often to the outside some layers of thick-walled hypodermal cells occur (fig. 98).



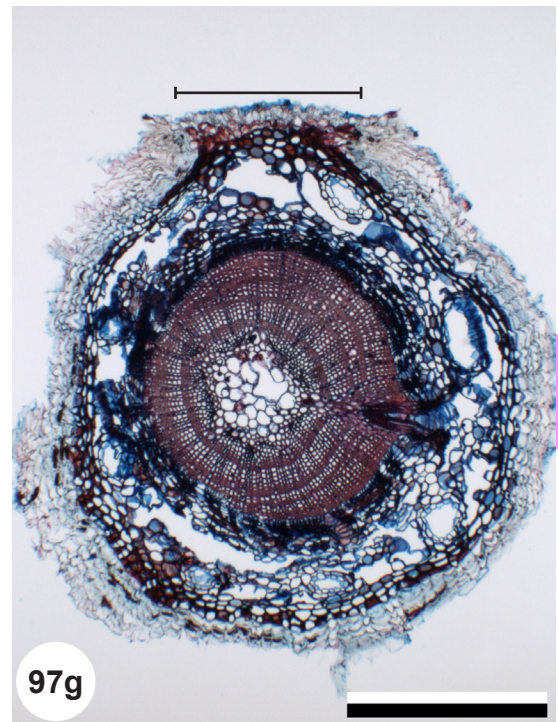
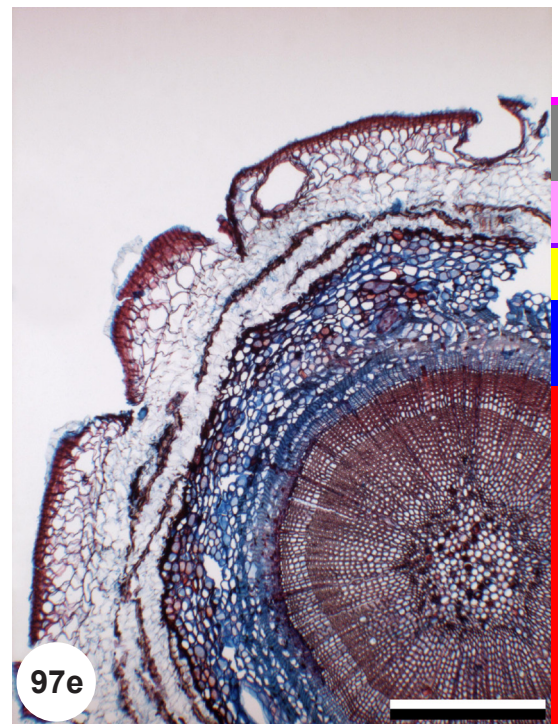
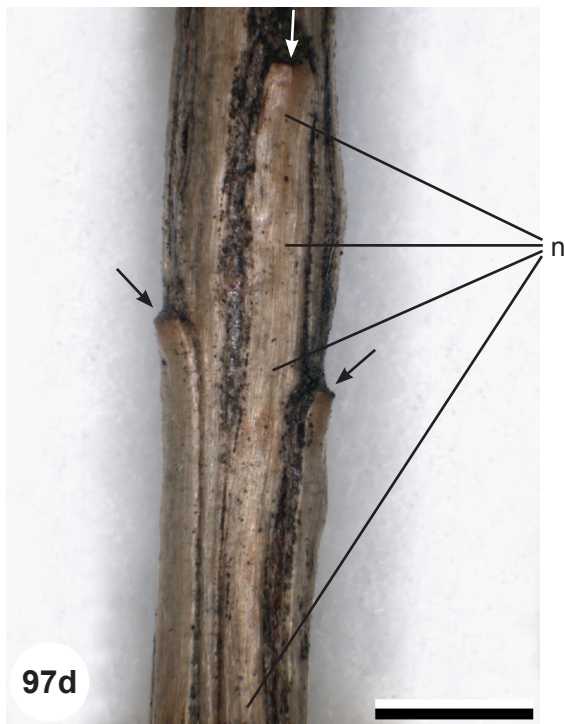


Fig. 97: Twigs of *Picea abies* (97a-c), *Larix decidua* (97d, 97e), *Abies alba* (97f, 97g), top view, macroscopic (97a, 97d, 97f), transverse sections (97b, 97e, 97g), radial section (97c). *Picea* and *Larix* show decurrent needle bases, *Abies* does not. 97a: many needle stalks are visible, one is indicated by an arrow. 97d: three needle stalks are indicated by arrows. 97g: a needle foot deciscence zone is indicated by a black bar. Needle base tissue = n or grey bar. Scale: 2 mm (97a, 97d, 97f), 1 mm (97b, 97c), 0.5 mm (97e, 97g).

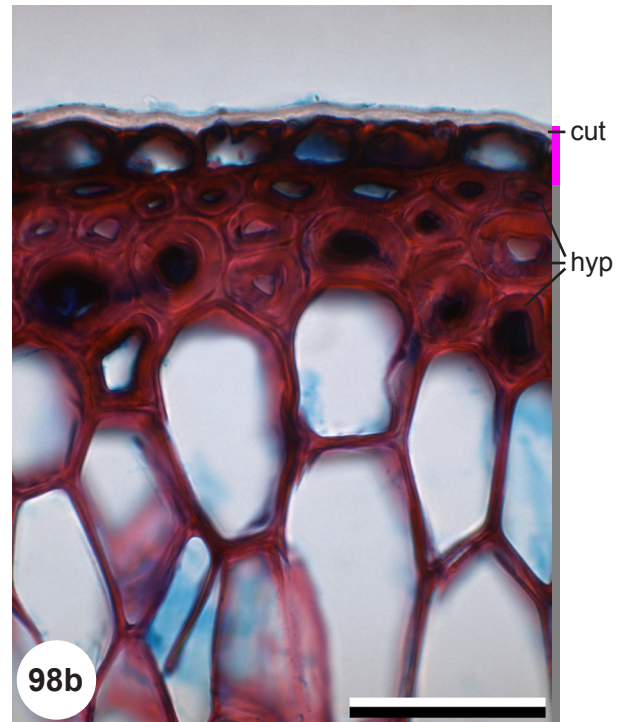
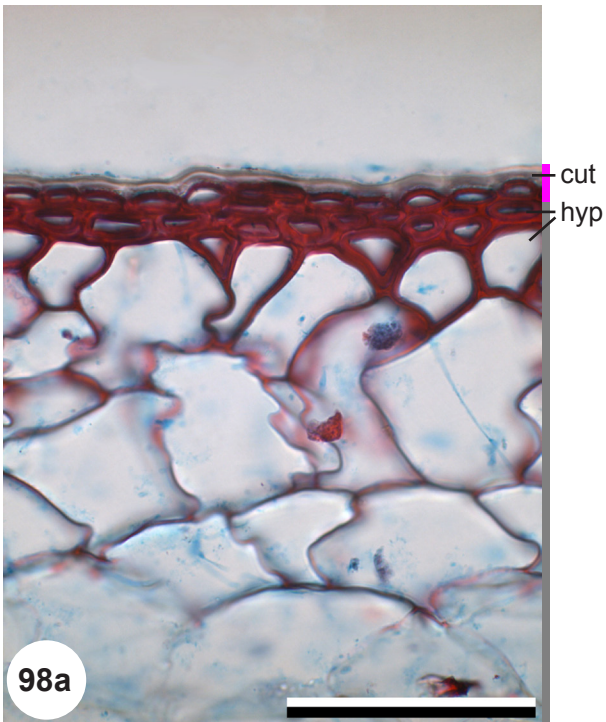


Fig. 98: Phellem and epidermis of *Larix decidua* (98a) and *Picea abies* (98b), transverse sections. Epidermis with cuticula (cut), needle base tissue with hypodermal cell layers (hyp). Scale: 100 μm (98a), 50 μm (98b).

4.5 Epidermis

The epidermis is the primary protective tissue. It consists of a single cell layer and is covered to the outside with the waxy cuticula (figs. 98, 99). The epidermis borders on the cortex or, if present, on needle base tissue. If periderm formation has already started, epidermis cells are found to the outside of the phellem. Epidermis cells can be thin- or thick-walled (fig. 100). From epidermis cells hairs may emerge (fig. 101).

The epidermis of twigs can be completely preserved for several years, or it is replaced by periderm (see 4.3).

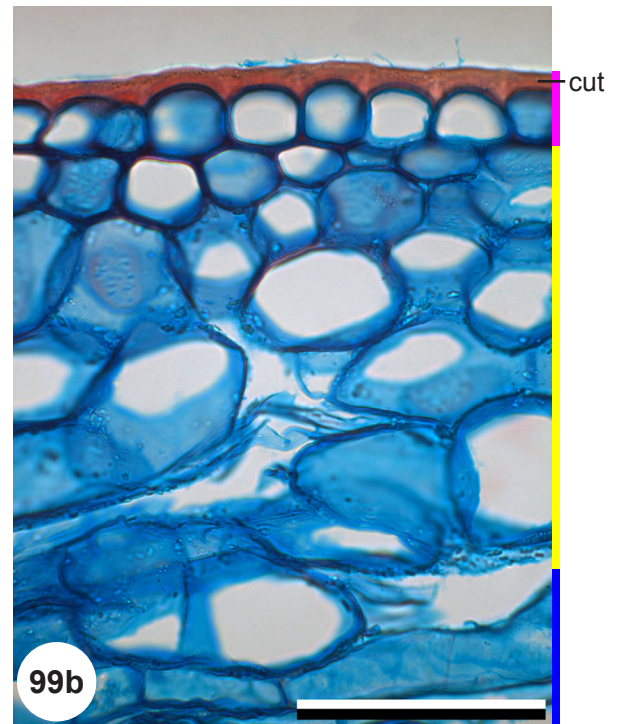
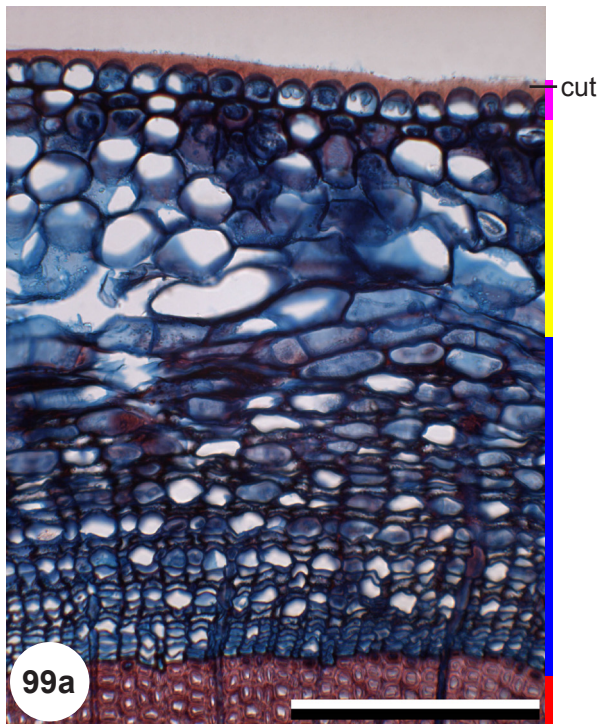


Fig. 99: Bark of *Taxus baccata*, transverse sections.

The epidermis (pink bar) is one cell layer thick and to the outside covered by the cuticula (cut).

Scale: 200 µm (99a), 100 µm (99b).

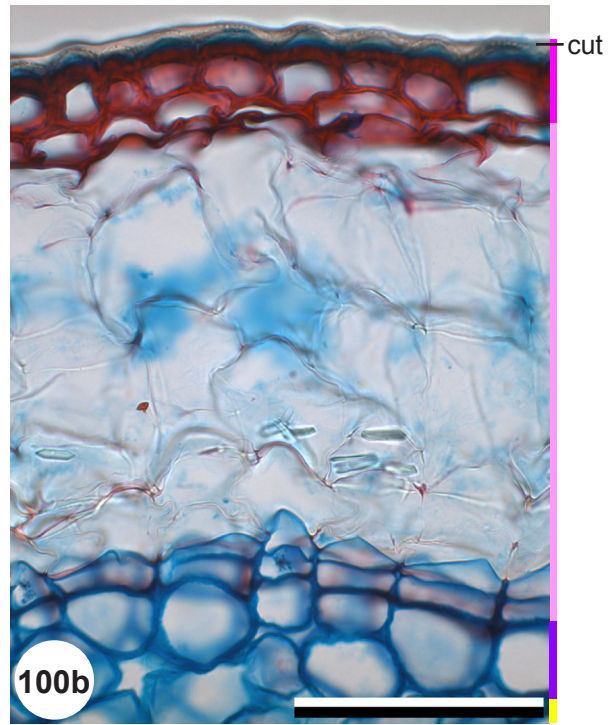
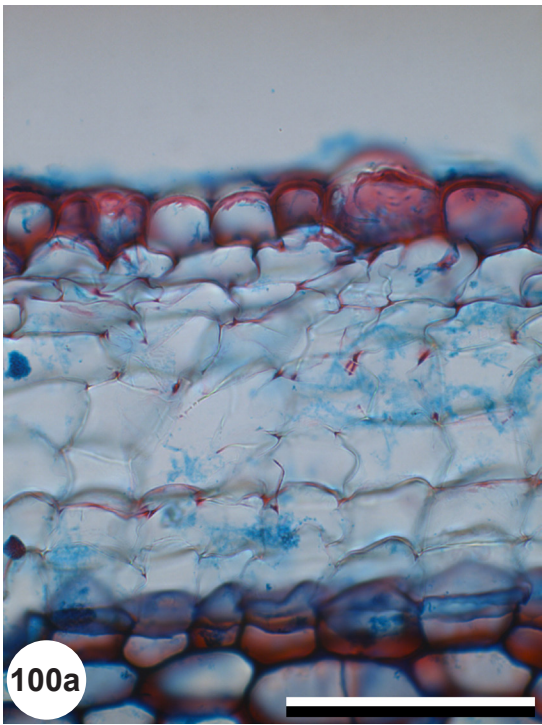


Fig. 100: Phellem and epidermis of *Abies alba* (100a) and *Pinus mugo* (100b), transverse sections. Thin-walled (100a) or thick-walled (100b) epidermis cells. Epidermis cells do not continue the radial cell rows of the phellem and phelloderm. Cuticula (cut). Scale: 100 μ m.

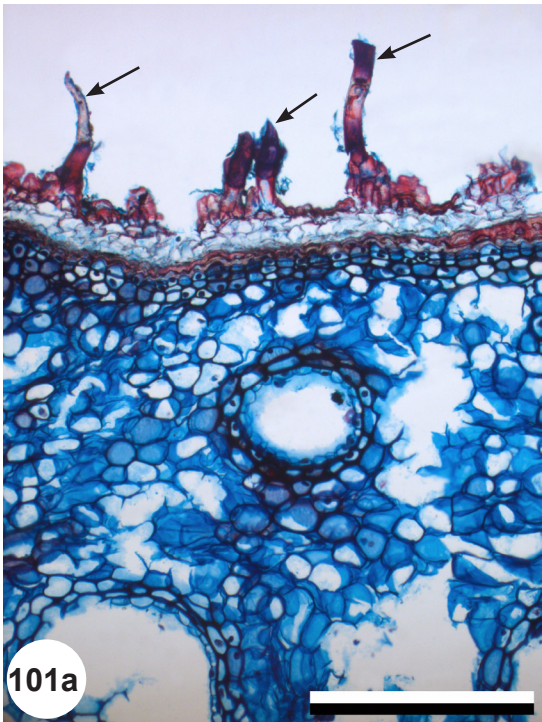


Fig. 101: Cortex and periderm of *Pinus cembra*, transverse sections. The epidermal cell layer of *Pinus cembra* bark is covered with simple or branched hairs (arrows). Scale: 300 μ m (101a), 200 μ m (101b).

Key conifers: pith

Numbers and figures refer to the feature descriptions of conifers.

		go to
1a	Pith chambered (1.3.4)	Abies alba Picea abies
1b	Pith not chambered	2
2a	No intercellulars in transverse sections (1.5, fig. 34)	Juniperus communis Juniperus sabina
2b	Some to many small, medium-sized and / or large intercellulars in transverse sections (1.5, fig. 33)	3
3a	In transverse sections cells with pits in transversal walls with < 1 µm diameter (1.4.5, figs. 29b, 31a) or no pits	4
3b	In transverse sections all pits in transversal walls larger than 1 µm diameter	Larix decidua
4a	In transverse sections cells with pits in transversal walls with up to 6 µm diameter (1.4.5)	Taxus baccata
4b	In transverse sections cells with pits in transversal walls with up to 18 µm diameter (1.4.5)	Pinus sylvestris Pinus cembra Pinus mugo

Key conifers: wood

The knowledge of the common wood anatomical vocabulary is assumed to be known.

go to

1a Large cross-field pits

2

1b Small cross-filed pits

3

2a End walls of ray parenchyma cells smooth (unpitted)

Pinus mugo
Pinus sylvestris

2b End walls of ray parenchyma cells nodular (pitted)

Pinus cembra

3a Helical wall thickenings present

Taxus baccata

3b No helical wall thickenings

Abies alba
Picea abies
Larix decidua
Juniperus communis
Juniperus sabina

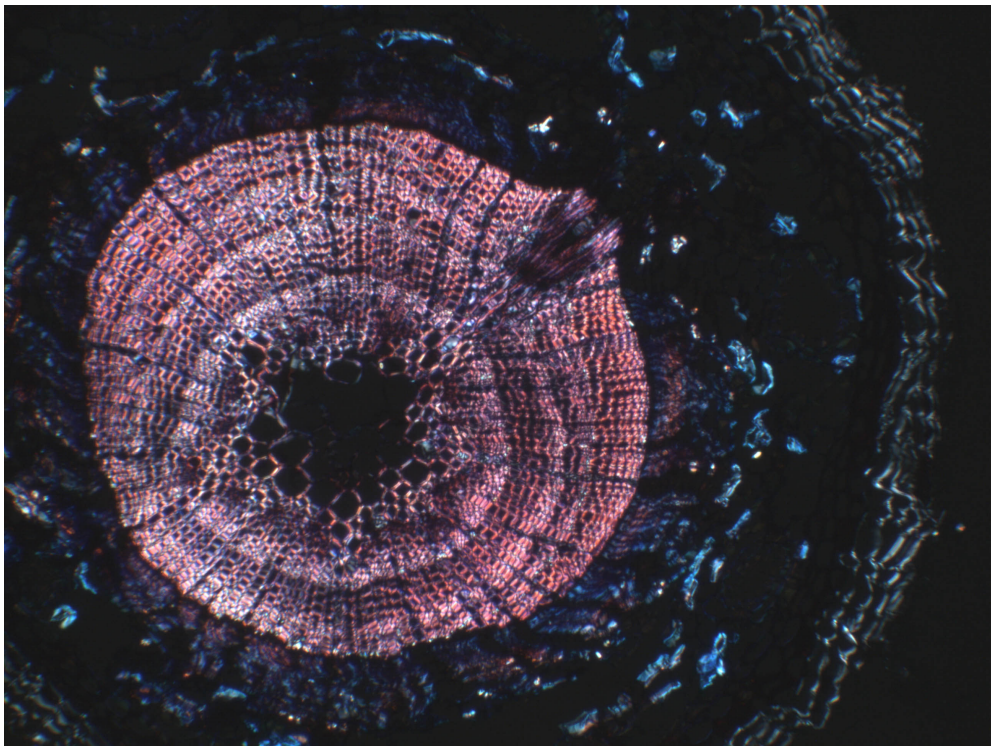
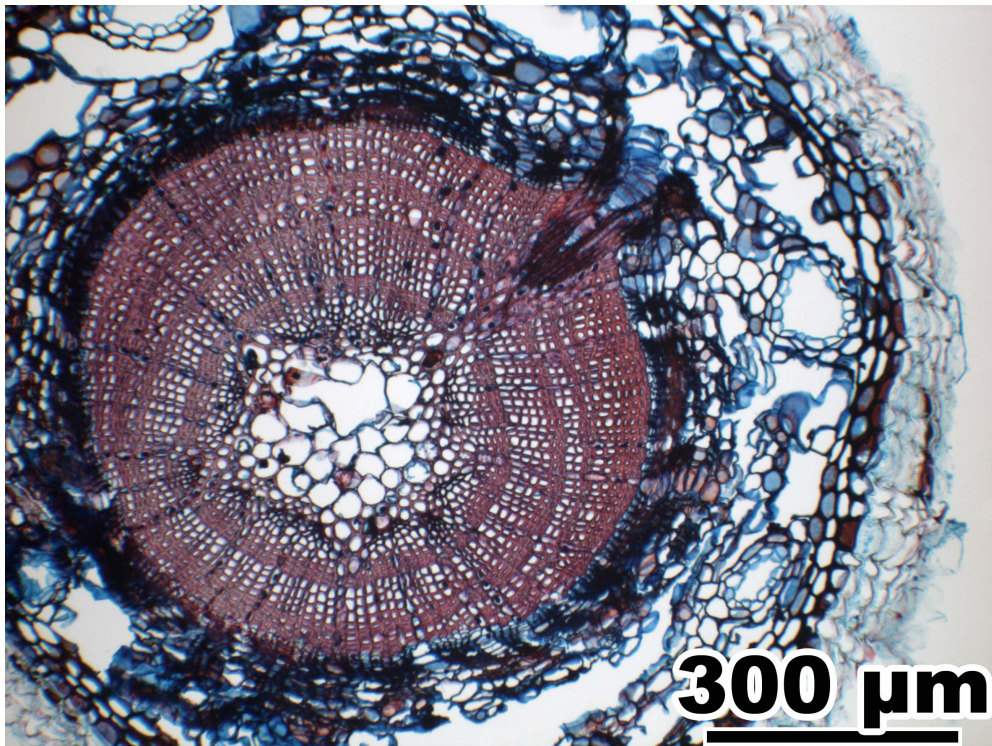
Key conifers: bark

Numbers and figures refer to the feature descriptions of conifers.

		go to
1a	Phloem with crystal sand (4.1.3, fig. 77)	2
1b	Phloem without crystal sand	3
2a	Crystal sand in conducting phloem predominantly arranged radially (4.1.3, fig. 79c)	Juniperus communis Juniperus sabina
2b	Crystal sand in conducting phloem predominantly arranged tangentially (4.1.3, fig. 77b)	Taxus baccata
3a	Phellem without crystals	Abies alba
3b	Phellem with crystal sand in tangential bands (4.3.2, fig. 94)	4
3c	Phellem with tiny needle shaped crystals in tangential bands (4.3.2, fig. 95)	5
4a	Phloem with sclereids (4.1.2, fig. 71)	Picea abies
4b	Phloem without sclereids	Larix decidua
5a	Phloem and cortex with needle shaped crystals (4.1.3, fig. 76 and 4.2.3, fig. 87)	Pinus mugo Pinus sylvestris
5b	Phloem and cortex without needle shaped crystals	Pinus cembra

***Abies alba* MILL.**

(Pinaceae)



Abies alba MILL. (Pinaceae)

Pith

Transverse section (1-6)

Shape roundish to star-shaped (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith cavity may occur. Pith heterocellular (diaphragms). All or most cell walls lignified. Cells (3-4) round to oval, rarely angular, 15-60 µm in diameter, double wall diameter in normal pith cells 1.5-3 µm, in diaphragm cells 6-8 µm (diaphragms: see radial section 7, transverse section 5: between the arrows, and 6: close look at cells). Walls of diaphragm cells partly gear-wheel-like. Pits round or oval, 2-4 µm in diameter (4). Many small and medium-sized intercellulars, some large intercellulars. In polarized light some cells appear light, others glow faintly (2), diaphragm cells always appear light.

Radial section (7-11)

Cells in straight or undulating axial rows, with diaphragms (7-8; 8 = 7 in xpl, 7: diaphragms between the arrows). All or most cell walls lignified. Cells (9-10) rectangular, axially elongated, 100-200 µm in axial dimension, double wall diameter 1.5-3 µm. Diaphragm cells (11) rectangular, square or slightly radially or axially elongated, 10-30 µm in axial dimension, double wall diameter 6-8 µm. Walls of diaphragm cells partly gear-wheel-like. Pits round to oval, 2-5 µm in diameter. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (12-14)

Surrounding the pith 11-20 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to four tracheids per row.

Secondary xylem

Transverse section (15)

First tree ring like the later tree rings.

Radial and tangential section (16-18)

Average ray height two to four cells. Axial idioblasts with densely packed small prismatic crystals occur from the second tree ring onwards (18: arrows).

Bark

Transverse section (19-26)

Bark general view: 19-20; 20 = 19 in xpl. **Phloem** (21-22) consists of sieve cells and parenchyma cells, optionally with sclereids. Well grown phloem shows annual growth rings: several tangential layers of sieve cells and a single-layer tangential band or single cells of axial parenchyma cells. Axial parenchyma cells are hardly visible in the conducting phloem, but distinct in the nonconducting phloem. Sieve cells collapse from the second year onwards. From parenchyma cells may develop sclereid groups (22). Some specimens with prismatic crystals. Ray dilatation by cell extension (21). **Cortex** (23-25; 25 = 24 in xpl) with thin-walled oval cells, 30-70 µm in diameter, with large intercellulars. Optionally small prismatic crystals or crystal sand in cortex cells (25: crystal sand glows in polarized light). Large resin ducts (24). **Periderm** (23, 26): phelloderm one to two cell layers thick, phellem consists of several layers of thin-walled cork cells, few cells with red contents may be interspersed. The initial

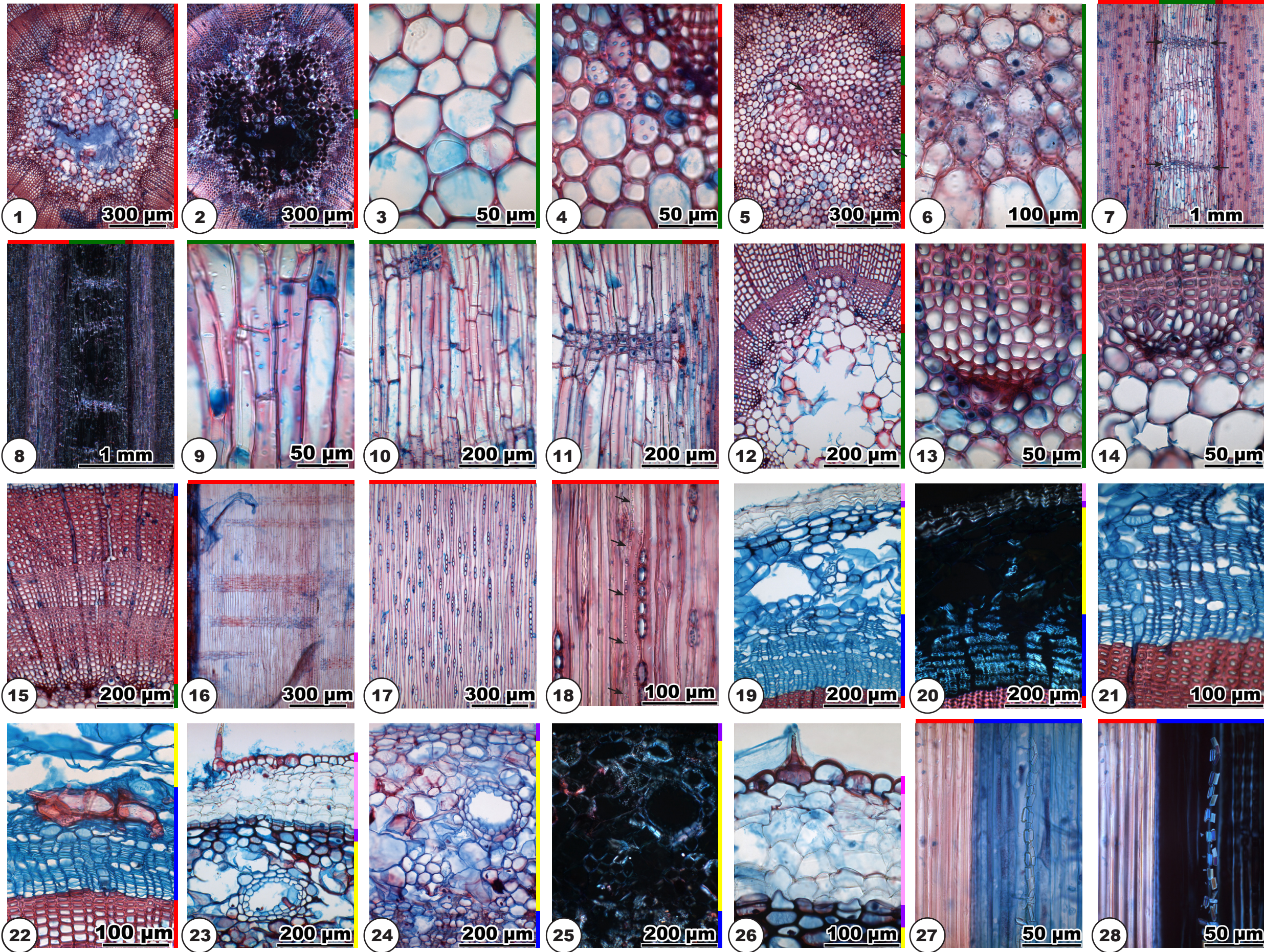
periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells (26) thin-walled, occasionally with few short hairs.

Radial section (27-28)

Phloem (27-28; 28 = 27 in xpl) in some specimens shows crystal fibres densely filled with prismatic crystals (28: crystals glow in polarized light). **Cortex** may contain small prismatic crystals or crystal sand.

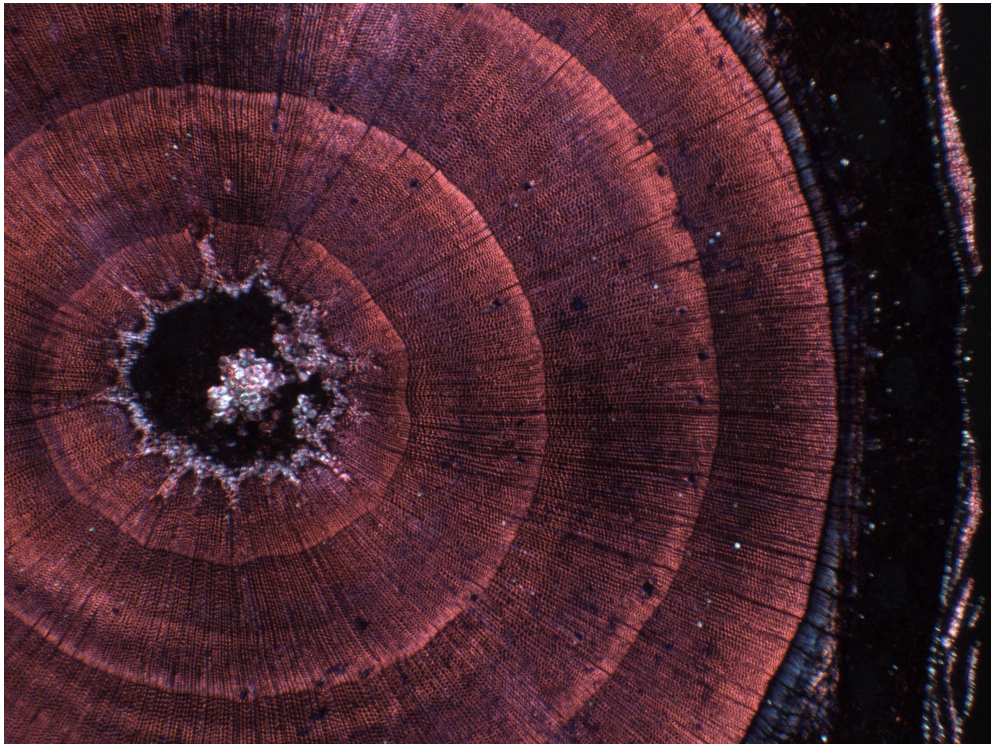
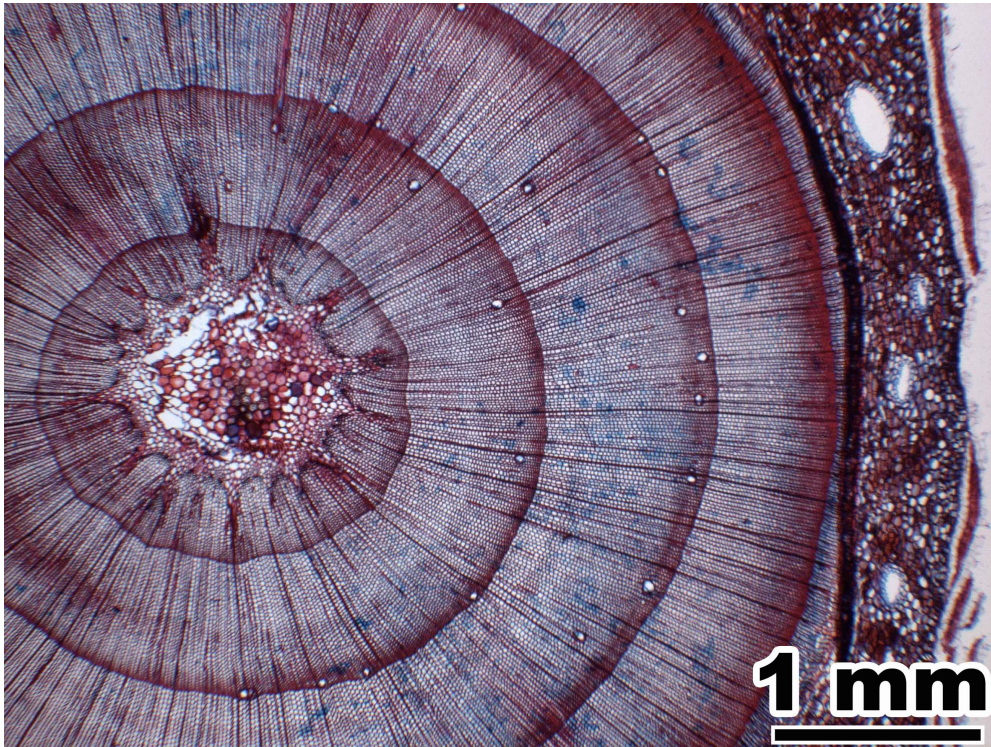
Abies alba Mill.

Pinaceae



***Picea abies* KARSTEN**

(Pinaceae)



Picea abies KARSTEN (**Pinaceae**)

Pith

Transverse section (1-6)

Shape roundish to star-shaped (1-4; 2 = 1 in xpl, 4 = 3 in xpl). Pith heterocellular (diaphragms, rarely cells with dark stained contents). All or most cell walls lignified. Cells (5-6) round to oval, 20-60 µm in diameter, double wall diameter in normal pith cells 1.5-3 µm, in diaphragm cells 6-9 µm (diaphragms: see radial section 7, transverse section 6). Walls of diaphragm cells partly gear-wheel-like (see radial section 11: arrows). Pits round or oval, 2-5 µm in diameter (6). Many small and few medium-sized intercellulars (5). In polarized light some cells appear light, others glow faintly (2), diaphragm cells always appear light (4).

Radial section (7-12)

Cells in straight or undulating axial rows, with diaphragms (7-8; 8 = 7 in xpl, 7: diaphragms between the arrows). All or most cell walls lignified. Cells (9-10) rectangular, axially elongated, 50-150 µm in axial dimension, double wall diameter 1.5-2.5 µm. Diaphragm cells (7: arrows, 11) rectangular, square or radially elongated, 5-30 µm in axial dimension, double wall diameter 4-7 µm. Walls of diaphragm cells partly gear-wheel-like (11: arrows). Many round to oval pits, 2-5 µm in diameter (10). Rarely specimens with cells with small amounts of dark stained substances in the corners (12: arrows). No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (13-15)

Surrounding the pith 11-20 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to three tracheids per row.

Secondary xylem

Transverse section (16)

Resin ducts with thick-walled lignified and thin-walled unlignified epithelial cells. Resin ducts may lack in the first tree ring.

Radial and tangential section (17-18)

Average ray height two to four cells. Most rays without tracheids.

Bark

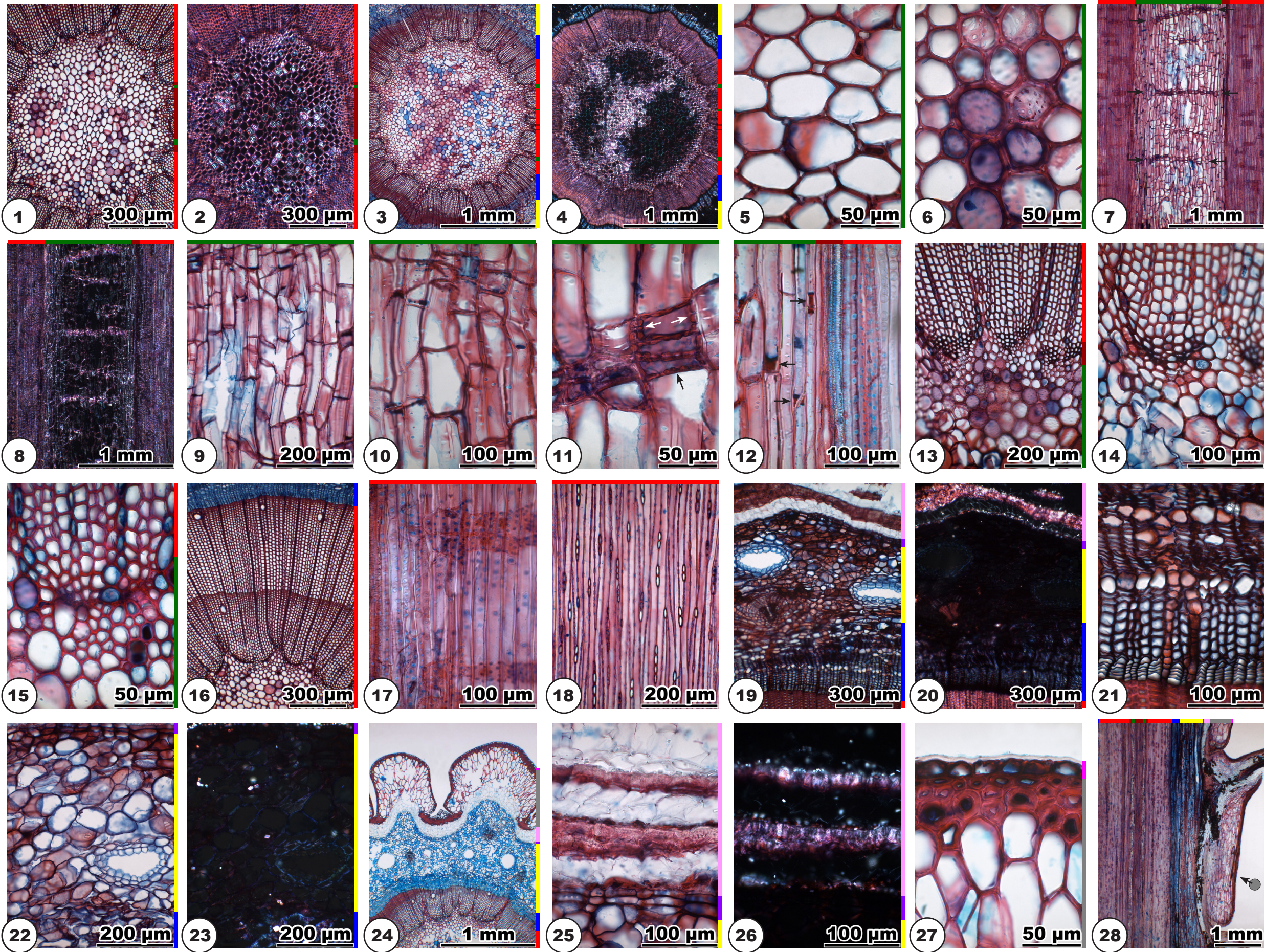
Transverse section (19-27)

Bark general view: 19-20; 20 = 19 in xpl. **Phloem** (21) consists of sieve cells and parenchyma cells, optionally with sclereids. Well grown phloem shows annual growth rings: several tangential layers of sieve cells and a single-layer tangential band or single cells of axial parenchyma cells. Axial parenchyma cells are hardly visible in the conducting phloem, but distinct in the nonconducting phloem. Sieve cells collapse from the second year onwards. Starting with the third year sclereid groups may occur. Some specimens with prismatic crystals. Ray dilatation by cell extension. **Cortex** (22-24; 23 = 22 in xpl) with thin-walled oval cells, 50-100 µm in diameter, with large intercellulars. Optionally small prismatic crystals. Large resin ducts (22, 24). Cortex outline in one and two year old specimens strongly undulated (24). **Periderm** (24-26; 26 = 25 in xpl): phelloderm one to two cell layers thick,

phellem consists of several cell layers of thin-walled cork, with optionally interrupted bands of thick-walled cork (25). Occasionally bands of tiny prismatic crystals in thin-walled cells, often adjacent to layers of thick-walled cells towards the outside of the bark (26: thick-walled cells and crystals glow in polarized light). The initial periderm is built between cortex and needle base tissue (24). **Needle base tissue** (24, 27) occurs in one- to three-year-old specimens. Large thin-walled cells and sclerenchymatous hypodermal cell layers (27). **Epidermis** cells (24, 27) thick-walled, only present together with needle base tissue and hypodermis.

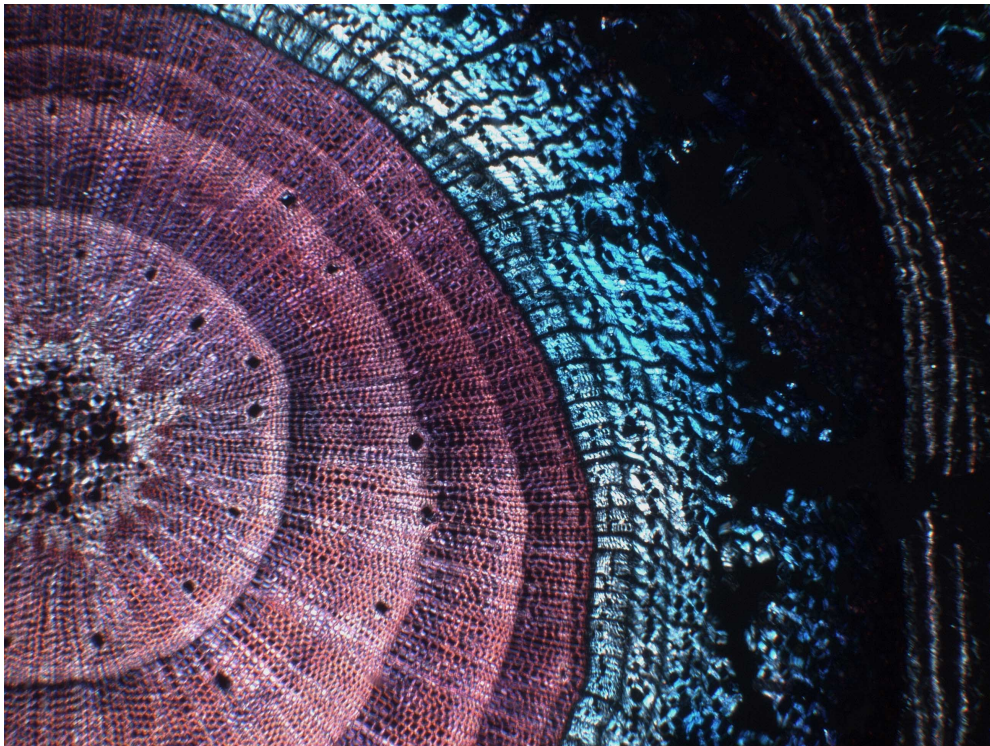
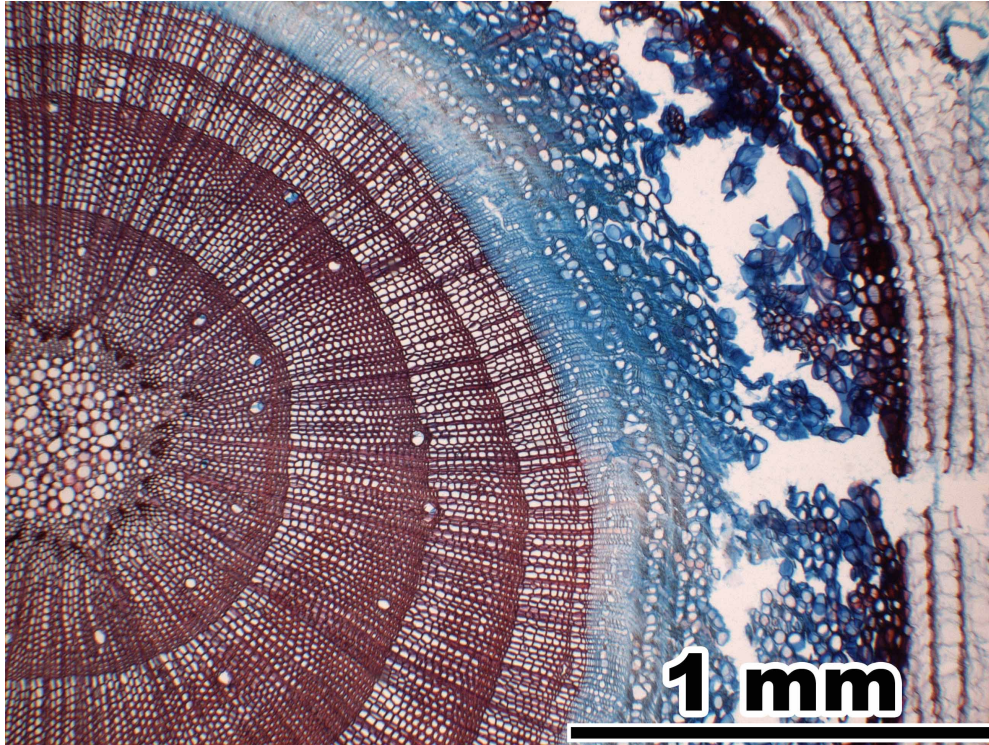
Radial section (28)

Twig with decurrent needle base tissue (28). **Phloem** in some specimens shows crystal fibres densely filled with prismatic crystals. **Cortex** may contain small prismatic crystals.



***Larix decidua* MILL.**

(Pinaceae)



Larix decidua MILL. (Pinaceae)

Pith

Transverse section (1-5)

Shape roundish to star-shaped (1-3; 2 = 1 in xpl). Pith homocellular or heterocellular (some specimens with cells with dark stained contents). All cell walls lignified. Cells (3-5) round, 10-50 µm in diameter, double wall diameter 1.5-3 µm. Pits round, 2-4 µm in diameter (5). Some specimens with cells with dark contents (3). Many small and some medium-sized intercellulars. In polarized light the pith glows faintly, some cells appear light (2, see also radial sections 7, 10).

Radial section (6-10)

Cells in straight axial rows (6-7; 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified. Cells (8-10; 10 = 9 in xpl) rectangular, axially elongated, 40-120 µm in axial dimension, double wall diameter 1.5-3 µm. Cells with round pits of 2-4 µm diameter and cells with oval pits of 5-10 µm diameter occur (8). Some specimens show cells with dark stained substances in the corners (9), these cells are evenly distributed in the pith and arranged in axial multiples. In polarized light cells with round pits appear light, cells with large oval pits glow faintly or appear dark (10). Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (11-12)

Surrounding the pith 11-25 vascular bundles with much parenchyma. Parenchyma cells round, appear light in polarized light (2). Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to four tracheids per row.

Secondary xylem

Transverse section (13-14)

In the first tree ring some resin ducts with thick-walled lignified and thin-walled non lignified epithelial cells (14). In subsequent tree rings all epithelial cells are lignified.

Radial and tangential section (15-16)

Average ray height two to five cells. Ray tracheids commonly absent.

Bark

Transverse section (17-26)

Bark general view: 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (19-21; 20 = 19 in xpl) consists of sieve cells and parenchyma cells, optionally crystal fibres occur. Well grown phloem shows annual growth rings: several tangential layers of sieve cells and a single-layer band of axial parenchyma cells. In the layers of sieve cells of some specimens crystal fibres containing prismatic crystals and optionally dark stained substances occur (21, see also radial section 28). Axial parenchyma cells are hardly visible in the conducting phloem, but distinct in the nonconducting phloem. Sieve cells collapse from the second year onwards. Ray dilatation by cell extension. **Cortex** (22-23) with round to oval cells, 30-60 µm in diameter, with intercellulars of all sizes. Optionally small prismatic crystals or sclereids. Large resin ducts (23). **Periderm** (24-25): phelloderm one cell layer thick, phellem thick and layered: two or three tangential cell layers of thin-walled cork alternate with one or two layers of thick-walled cork. Thick-walled cork often is reduced to small bands. Bands of tiny prismatic crystals in thin-walled cells adjacent to layers of thick-walled cells towards the outside of the bark. The

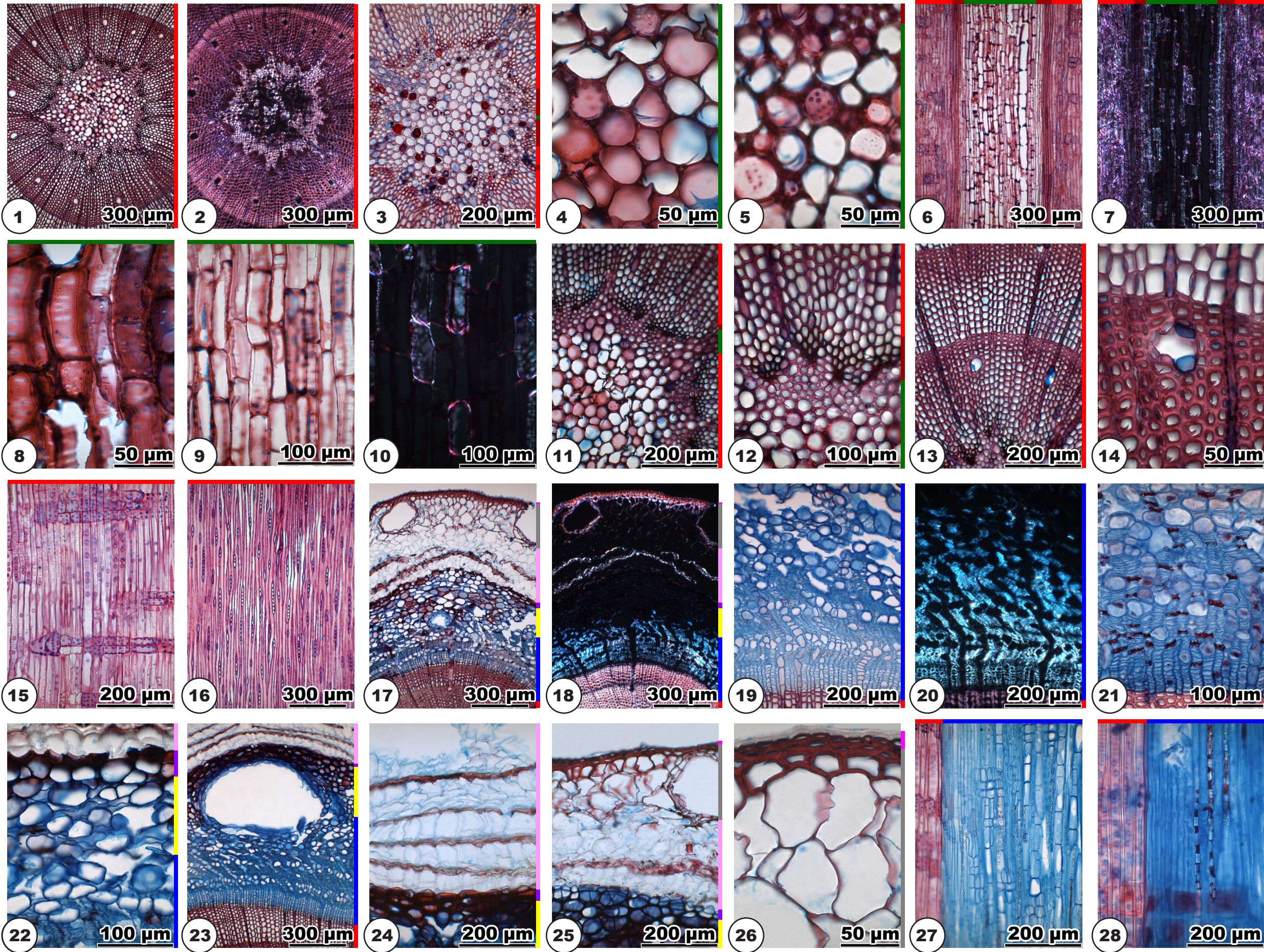
initial periderm is built between cortex and needle base tissue (25). **Needle base tissue** (17, 25-26) occurs with large thin-walled cells, resin ducts and sclerenchymatous hypodermal cell layers. **Epidermis** cells (26) thick-walled, only present together with needle base tissue and hypodermis.

Radial section (27-28)

Phloem: Small prismatic crystals in fibres (27), optionally together with dark stained substances (28). Decurrent needle base tissue.

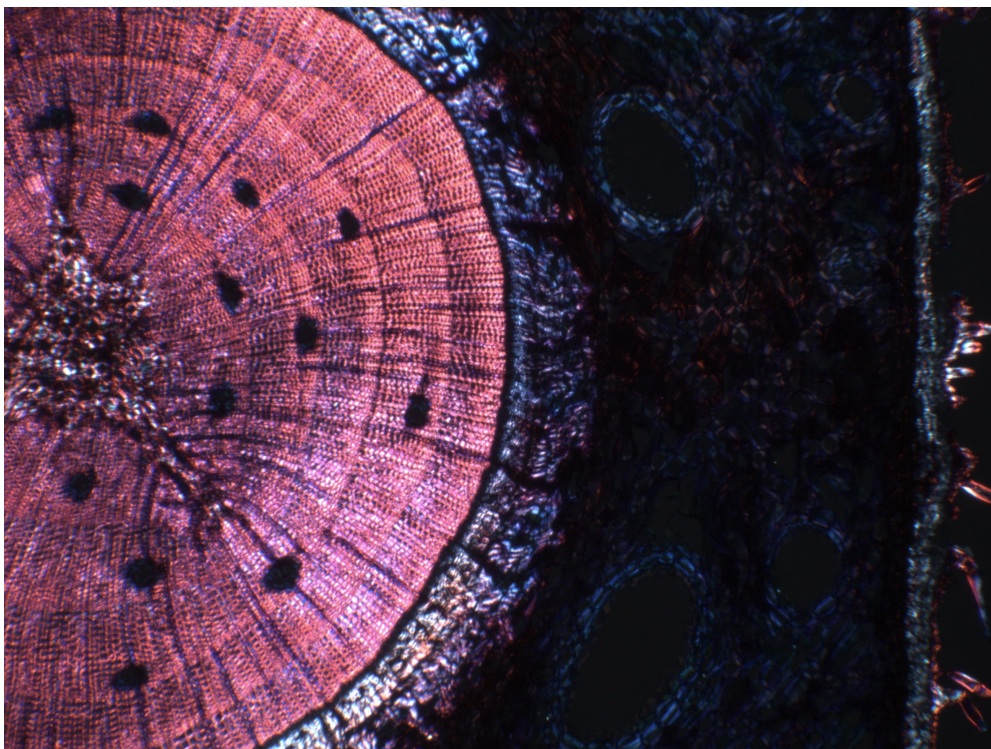
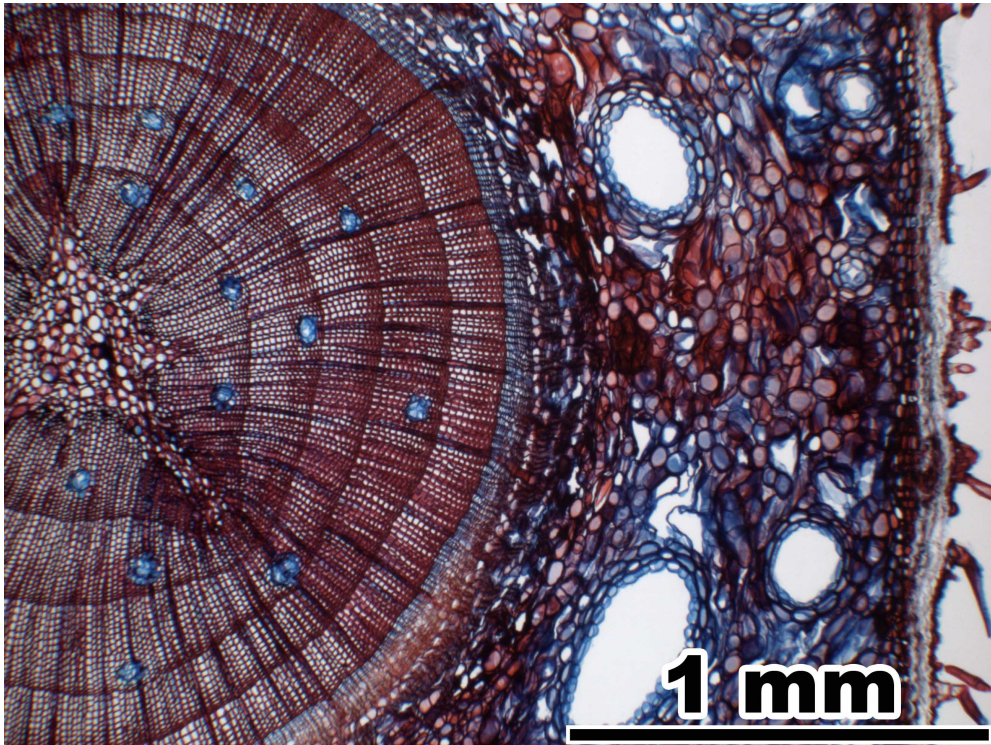
Larix decidua Mill.

Pinaceae

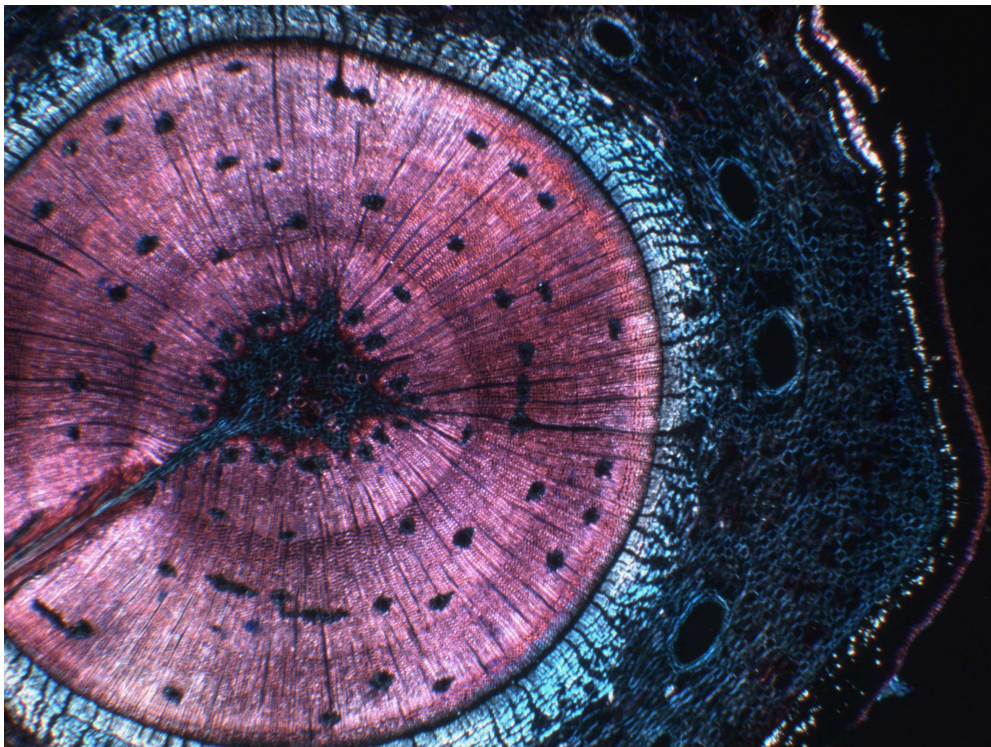
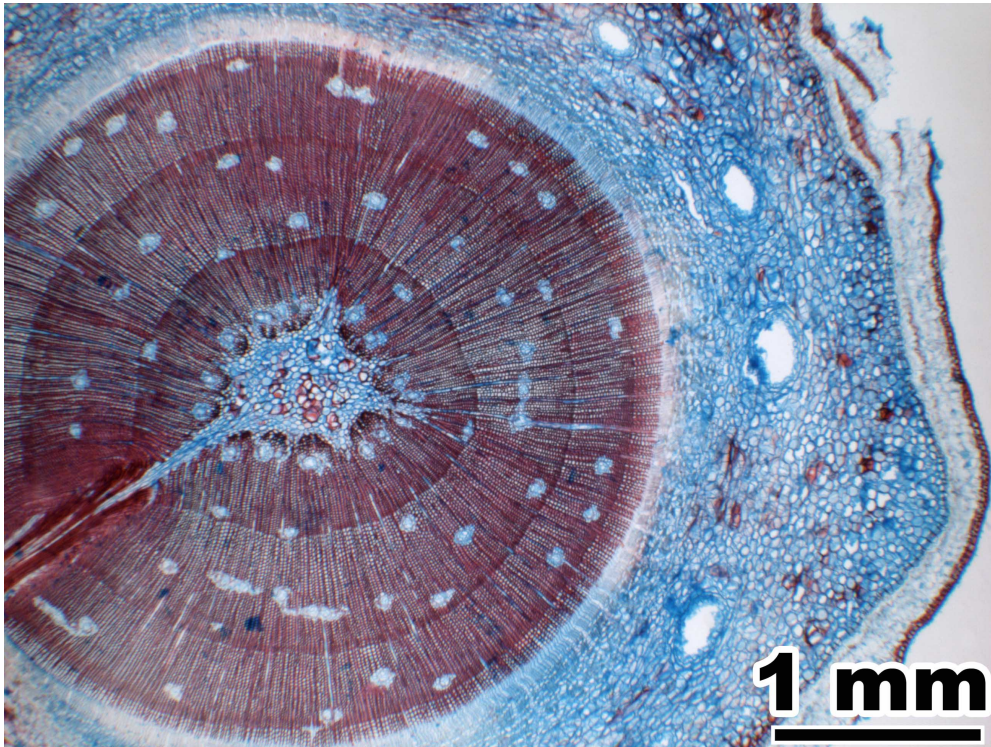


Pinus cembra L.

(Pinaceae)

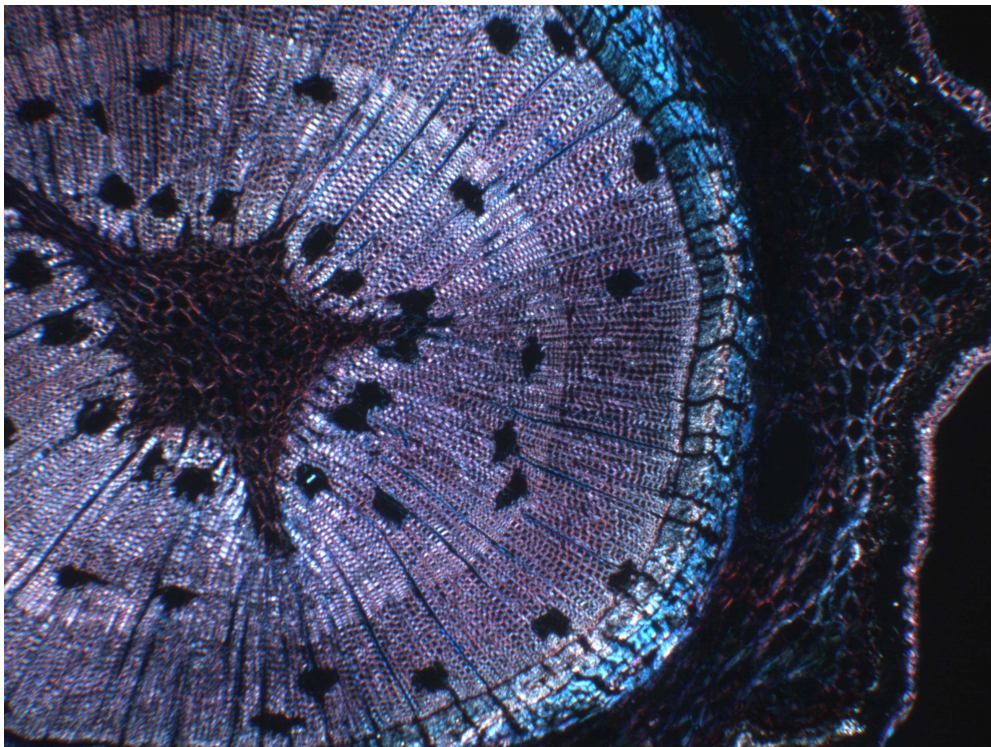
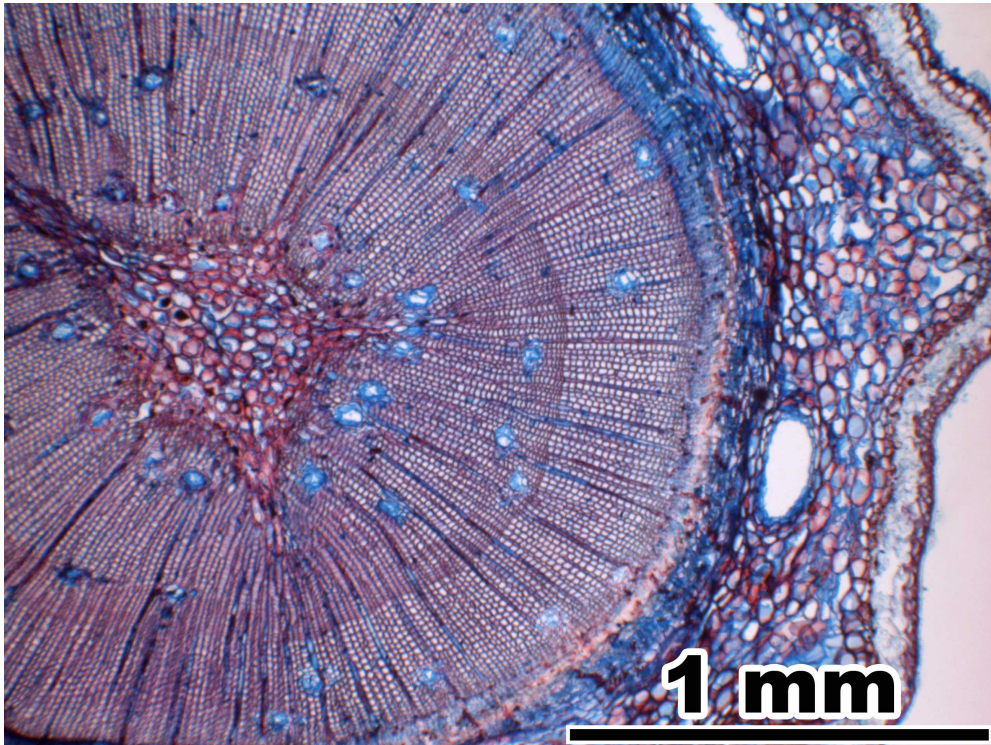


Pinus mugo TURRA
(Pinaceae)



***Pinus sylvestris* L.**

(Pinaceae)



Pinus cembra L., Pinus mugo TURRA, Pinus sylvestris L. (Pinaceae)

Pith

Transverse section (*P. c.* and *P. m.* 1-7, *P. s.* 1-6)

Shape roundish to star-shaped (*P. c.*, *P. m.*, *P. s.* 1-4; 2 = 1 in xpl, 4 = 3 in xpl). Pith homocellular. Cell walls not lignified in some specimens, in other specimens lignified and non lignified cells intermixed, or all cell walls lignified. Cells (*P. c.* 5-7, *P. m.* 5-7, *P. s.* 5-6) round to oval or irregular, 20-60 µm in diameter, double wall diameter 1-3.5 µm. Different kinds of pits occur (only one kind per cell): small round pits, <1-1.5 µm in diameter (*P. m.* 7: arrow, *P. s.* 6: arrow), large round to oval pits, 5-15 µm in diameter (*P. c.* 6, *P. m.* 6, *P. s.* 6), in *Pinus cembra* also large narrow oval pits, 12-18 µm in diameter (*P. c.* 7: arrows). Many intercellulars of all sizes (*P. c.* 6, *P. s.* 6, *P. m.* 6-7). In polarized light most lignified cells are light, the unlignified cells glow faintly (*P. c.* 2, 4, *P. m.* 2, 4, *P. s.* 2, 4).

Radial section (*P. c.* and *P. m.* 8-13, *P. s.* 7-10)

Cells in straight or undulating axial rows (*P. c.*, *P. m.* 8-9; 9 = 8 in xpl, *P. s.* 7-8; 8 = 7 in xpl), central cells may be arranged irregularly with some axial cell rows. Cell walls not lignified in some specimens, or lignified and non lignified cells intermixed. Cells rectangular and often with rounded corners, also irregular cell shapes occur. Cells (*P. c.* 10-13, *P. m.* 10-13, *P. s.* 9-10) axially elongated or square, 30-110 µm in axial dimension, double wall diameter 1.5-4 µm, some cells with irregular cell walls (*P. c.* 12: arrows). Pits round to oval, 5-15 µm in diameter (*P. c.* 13, *P. m.* 12-13, *P. s.* 10). Large axial intercellulars, also small and medium-sized intercellulars occur.

Primary xylem

Transverse section (*P. c.* 14-16, *P. m.* 14-15, *P. s.* 11-13)

Surrounding the pith 20-50 vascular bundles. Few parenchyma cells, often with irregular shapes. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to five tracheids per row.

Secondary xylem

Transverse section (*P. c.* 17, *P. m.* 16, *P. s.* 14)

Pinus cembra: First tree ring without or with few resin ducts near the primary xylem. *Pinus mugo*, *Pinus sylvestris*: First tree ring with many resin ducts near the primary xylem. *All species*: Subsequent tree rings with resin ducts predominantly near the latewood.

Radial and tangential section (*P. c.* 18-19, *P. m.* 17-19, *P. s.* 15-16)

Average ray height two to five cells. In the first tree ring ray tracheids occur rarely, in subsequent tree rings some rays with one to several rows of tracheids, most rays without tracheids. *Pinus mugo*, *Pinus sylvestris*: The first built axial tracheids often show pits without torus or with unstained torus (*P. m.* 18: middle: tori unstained, right: tori blue stained).

Bark

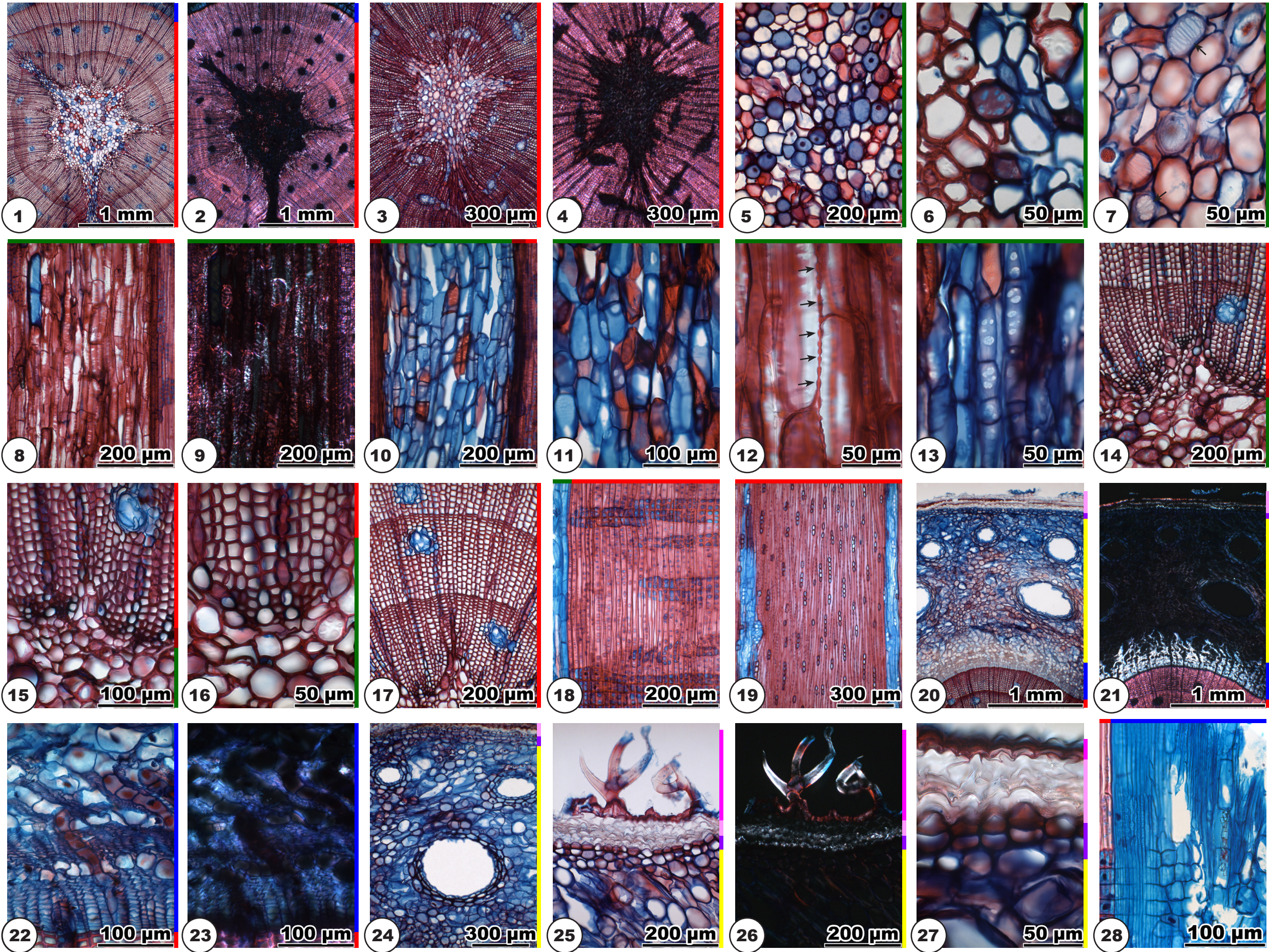
Transverse section (*P. c.* 20-27, *P. m.* 20-28, *P. s.* 17-26)

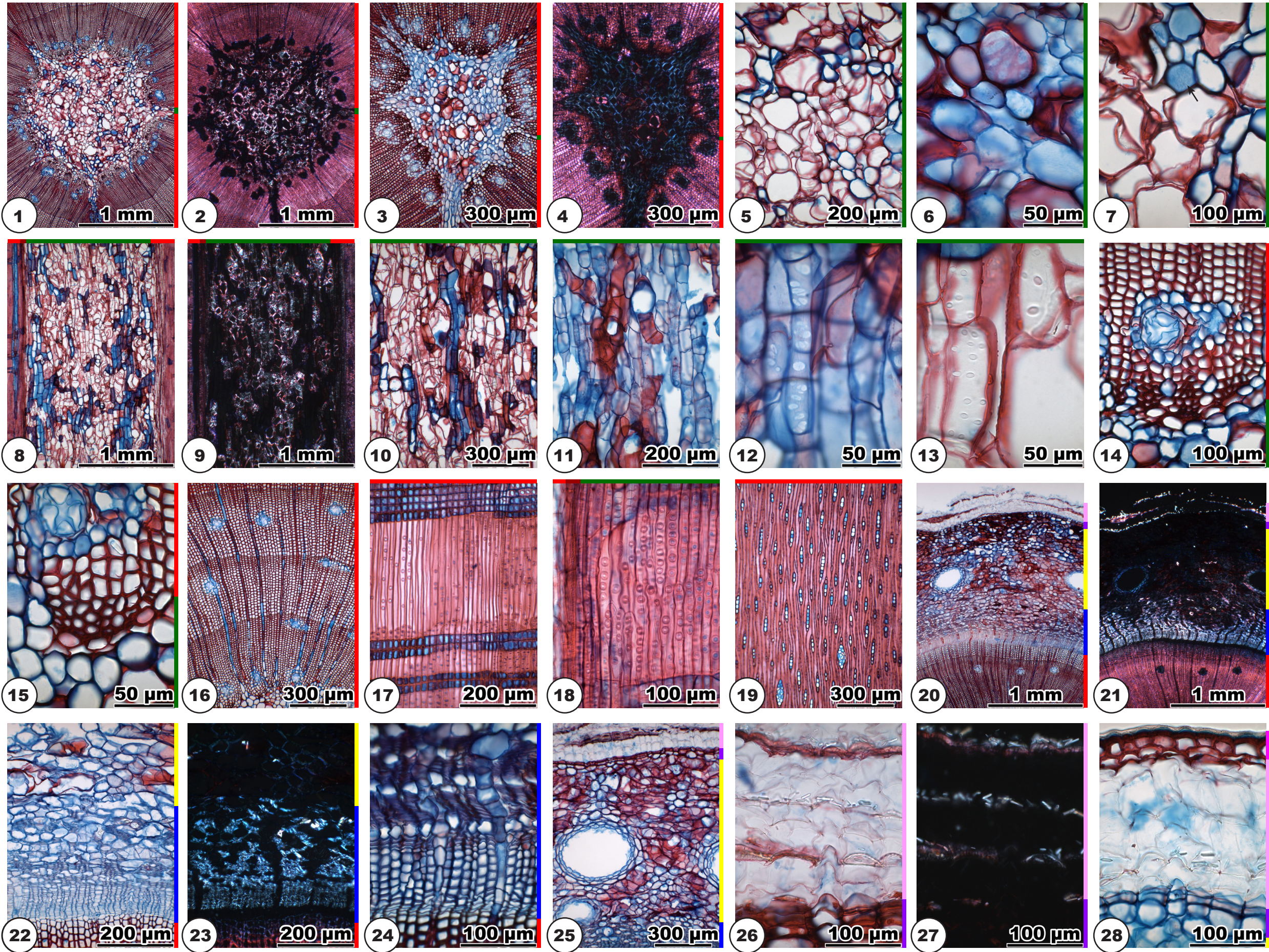
Bark general view: *P. c.* and *P. m.* 20-21; 21 = 20 in xpl, *P. s.* 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (*P. c.* 22-23; 23 = 22 in xpl, *P. m.* 22-24; 23 = 22 in xpl, *P. s.* 19-21; 20 = 19 in xpl) consists of sieve cells and parenchyma cells. Well grown phloem shows annual growth rings: several tangential layers of sieve cells and a single-layer tangential band or single cells of axial

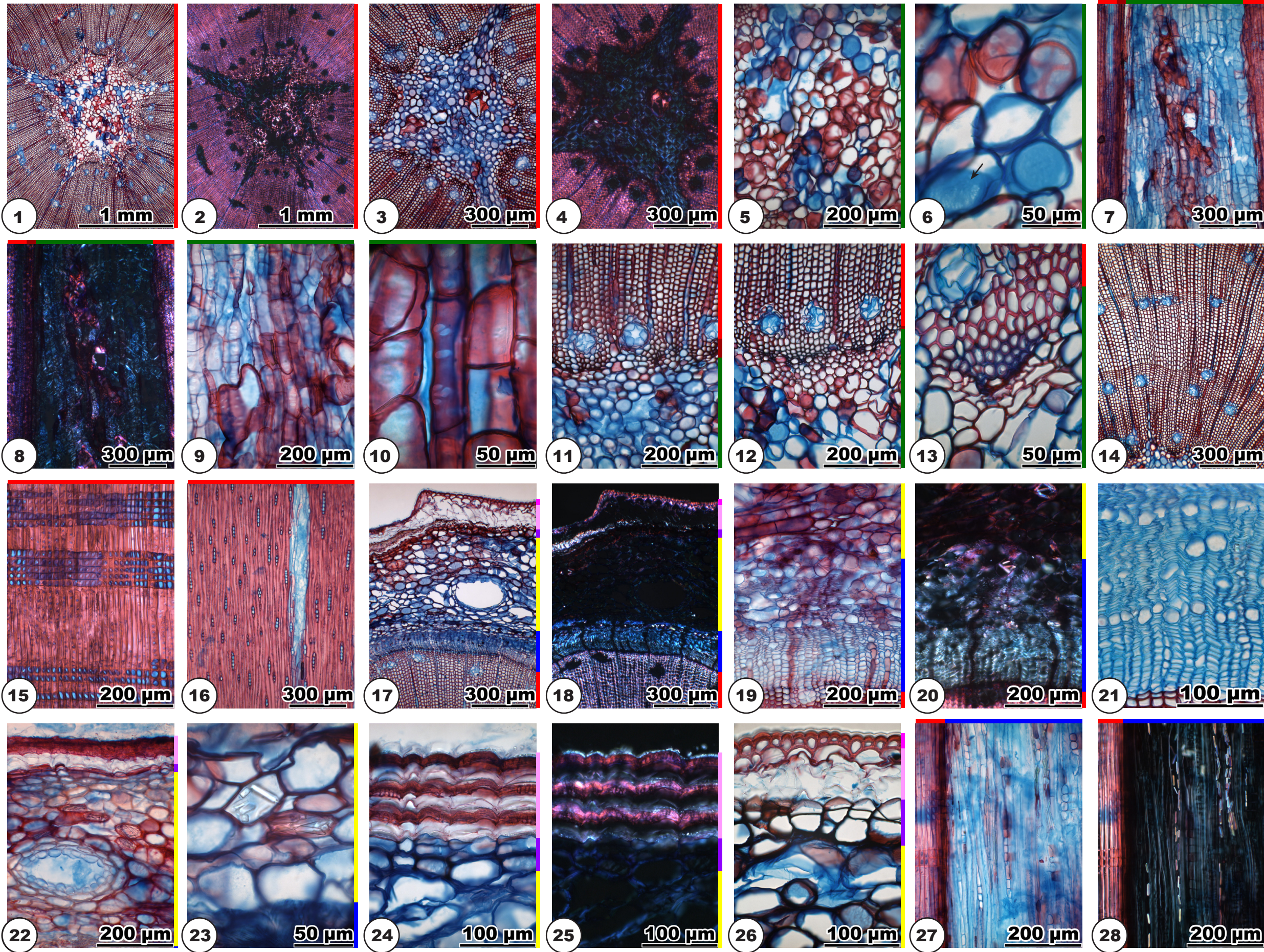
parenchyma cells. Axial parenchyma cells are hardly visible in the conducting phloem, but distinct in the nonconducting phloem. Axial parenchyma cells optionally with prismatic crystals (*Pinus cembra*) or needle shaped crystals 20-35 µm long (*Pinus mugo*, *Pinus sylvestris*). Sieve cells collapse from the second year onwards. Ray dilatation by cell extension. Resin ducts in rays. **Cortex** (*P. c.* 24, *P. m.* 25, *P. s.* 22-23) with round to oval cells, 30-80 µm in diameter, with small and medium-sized intercellulars. Some specimens of *Pinus sylvestris* and *Pinus mugo* with cells with needle shaped crystals (10-20 µm long) (*P. s.* 23). Large resin ducts. **Periderm** (*P. c.* 25-27; 26 = 25 in xpl, *P. m.* 26-28; 27 = 26 in xpl, *P. s.* 24-26; 25 = 24 in xpl): phelloderm one to three cell layers thick, phellem consists of thin-walled cork cells with layers of crystals and optionally with layers of thick-walled cork cells. If the epidermis is present, the outmost cell layer of the periderm is thick-walled (*P. m.* 28, *P. s.* 26). Crystals: *Pinus cembra*, *Pinus sylvestris*: tiny needle shaped crystals 2-5 µm long (*P. c.* 26, *P. s.* 25: crystals glow in polarized light), *Pinus mugo*: tiny needle shaped crystals up to 15 µm long (*P. m.* 27: crystals glow in polarized light). The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells (*P. c.* 25-27, *P. m.* 28, *P. s.* 26) with thickened outer pericline walls. *Pinus cembra*: Epidermis with multicellular hairs, simple or branched (*P. c.* 25).

Radial section (*P. c.* 28, *P. s.* 27-28)

Phloem: axial parenchyma cells optionally with prismatic crystals (*Pinus cembra*) (*P. c.* 28) or needle shaped crystals 20-35 µm long (*Pinus mugo*, *Pinus sylvestris*) (*P. s.* 27-28; 28 = 27 in xpl: crystals glow in polarized light).

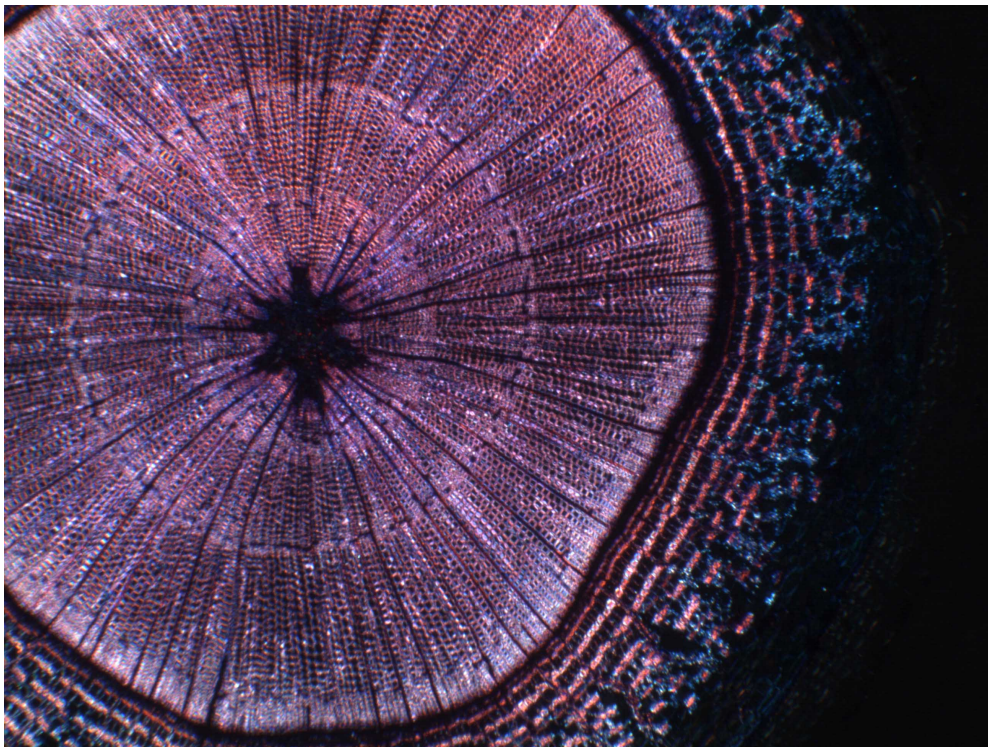
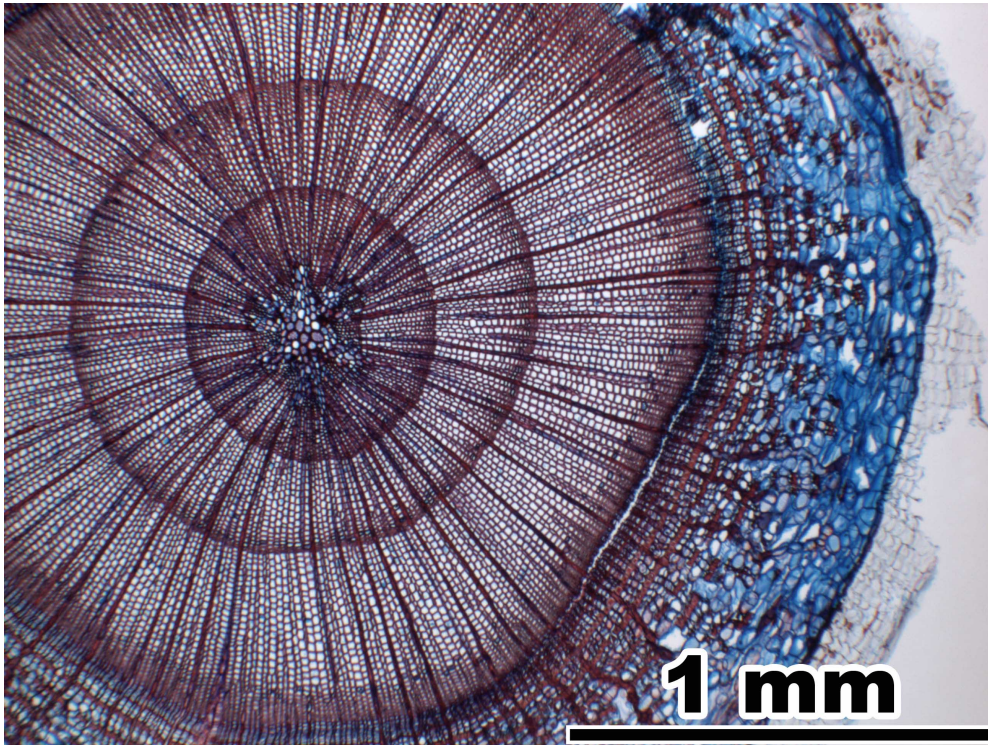






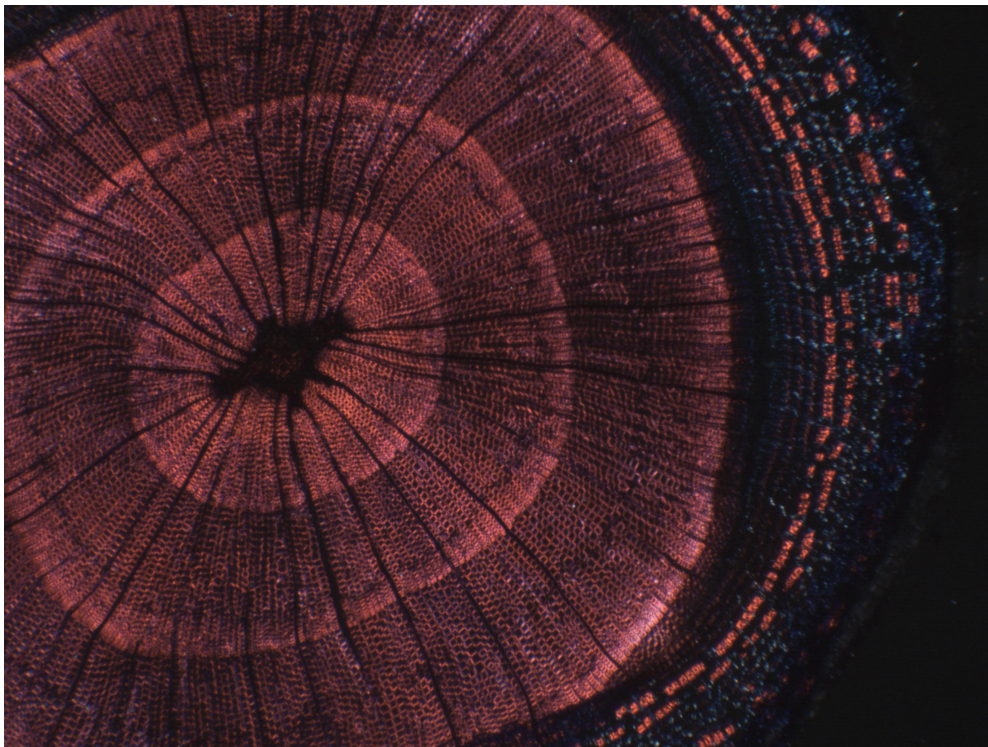
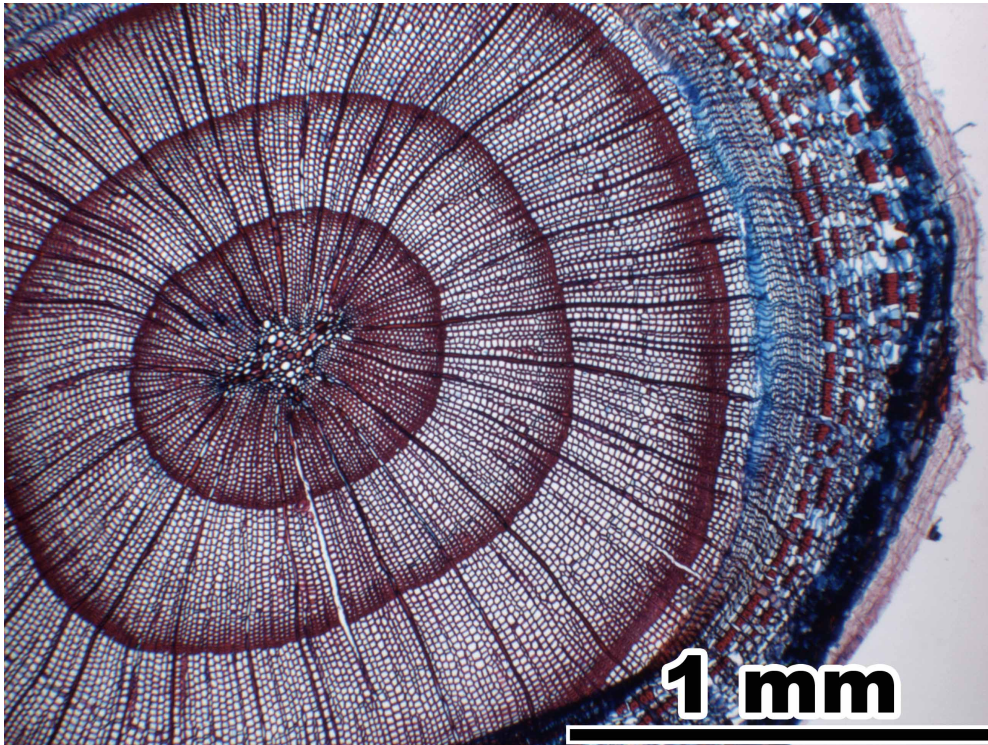
Juniperus communis L.

(Cupressaceae)



Juniperus sabina L.

(Cupressaceae)



Juniperus communis L., Juniperus sabina L. (Cupressaceae)

Pith

Transverse section (*J. c.* and *J. s.* 1-5)

Pith often small, shape triangular or roundish to star-shaped (*J. c.* and *J. s.* 1-4; 2 = 1 in xpl, 4 = 3 in xpl). Pith homocellular (rarely heterocellular: with few cells with dark stained contents). All cell walls lignified. Cells (*J. c.* 5, *J. s.* 5) round to oval, 10-40 µm in diameter, double wall diameter 2-7 µm. Pits (*J. c.* 5, *J. s.* 5) round to oval, 1-6 µm in diameter. No intercellulars. In polarized light the pith glows faintly or appears dark (*J. c.* 2, 4, *J. s.* 2, 4).

Radial section (*J. c.* 6-10, *J. s.* 6-9)

Cells in straight axial rows (*J. c.* and *J. s.* 6-7; 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified. Cells (*J. c.* 8-10, *J. s.* 8-9) rectangular and sometimes with rounded corners (*J. c.* 8), axially elongated or square, 40-110 µm in axial dimension, double wall diameter 1.5-3 µm. Small pits may have roundish cells (*J. c.* 9). Pits (*J. c.* 10, *J. s.* 9) round to oval, 2-7 µm in diameter. Rarely specimens with interspersed cells with dark stained contents. Few axially oriented intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*J. c.* 11-13, *J. s.* 10-11)

Primary xylem hardly visible. Surrounding the pith 4-8 small vascular bundles. No or very few parenchyma cells. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines.

Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of one to three tracheids per row.

Secondary xylem

Transverse section (*J. c.* 14, *J. s.* 12)

First tree ring like the later tree rings.

Radial and tangential section (*J. c.* 15-16, *J. s.* 13-14)

First tree ring like the later tree rings.

Bark

Transverse section (*J. c.* 17-26, *J. s.* 15-26)

Bark general view: *J. c.* 17-18; 18 = 17 in xpl, *J. s.* 15-18; 16 = 15 in xpl, 18 = 17 in xpl.

Phloem (*J. c.* 19-21; 21 = 20 in xpl, *J. s.* 19-23; 20 = 19 in xpl, 22 = 21 in xpl) consists of sieve cells, parenchyma cells and fibres in a regular sequence: every year one or several series of single layer bands of sieve cells – parenchyma cells – sieve cells – fibres are built. With increasing age most fibres turn into fibre-sclereids. Much extracellular crystal sand is found along the radial walls (*J. c.* 21 and *J. s.* 22: crystal sand glows in polarized light). No collapsed sieve cells present. Ray dilatation by cell extension. *Juniperus sabina*: Some specimens with large resin ducts (*J. s.* 15, 23). **Cortex** (*J. c.* 22-23; 23 = 22 in xpl, *J. s.* 24-25; 25 = 24 in xpl) with thin-walled round to oval cells, 40-70 µm in diameter, with large intercellulars. No crystal sand (*J. c.* 23 and *J. s.* 16, 25: cortex dark in polarized light). Only few cortex cells present. **Periderm** (*J. c.* 24-26, *J. s.* 26): phelloderm one to four cell layers thick, phellem consists of layers of thin-walled and frequently also of stained cork, cells with light brown or yellow contents interspersed in thin-walled cork (*J. c.* 25). The initial periderm is built between cortex and hypodermis. Serial periderms may occur. **Epidermis** cells (*J. c.*

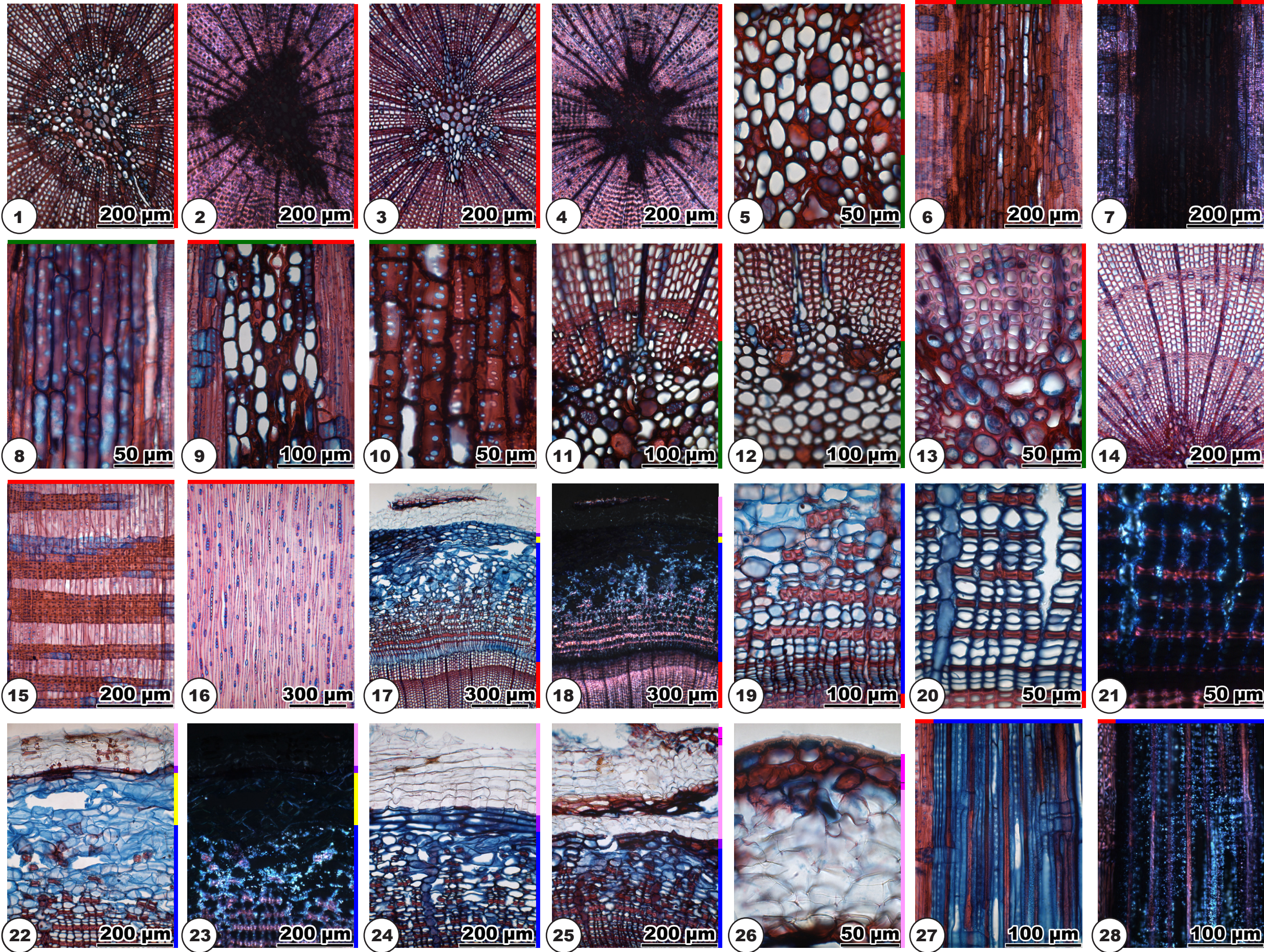
26) thick-walled with single-layer thick-walled hypodermis. Epidermis often not preserved already in two-year-old twigs.

Radial section (*J. c.* and *J. s.* 27-28)

Phloem with fibre-sclereids and crystal sand (*J. c.* and *J. s.* 27-28; 28 = 27 in xpl).

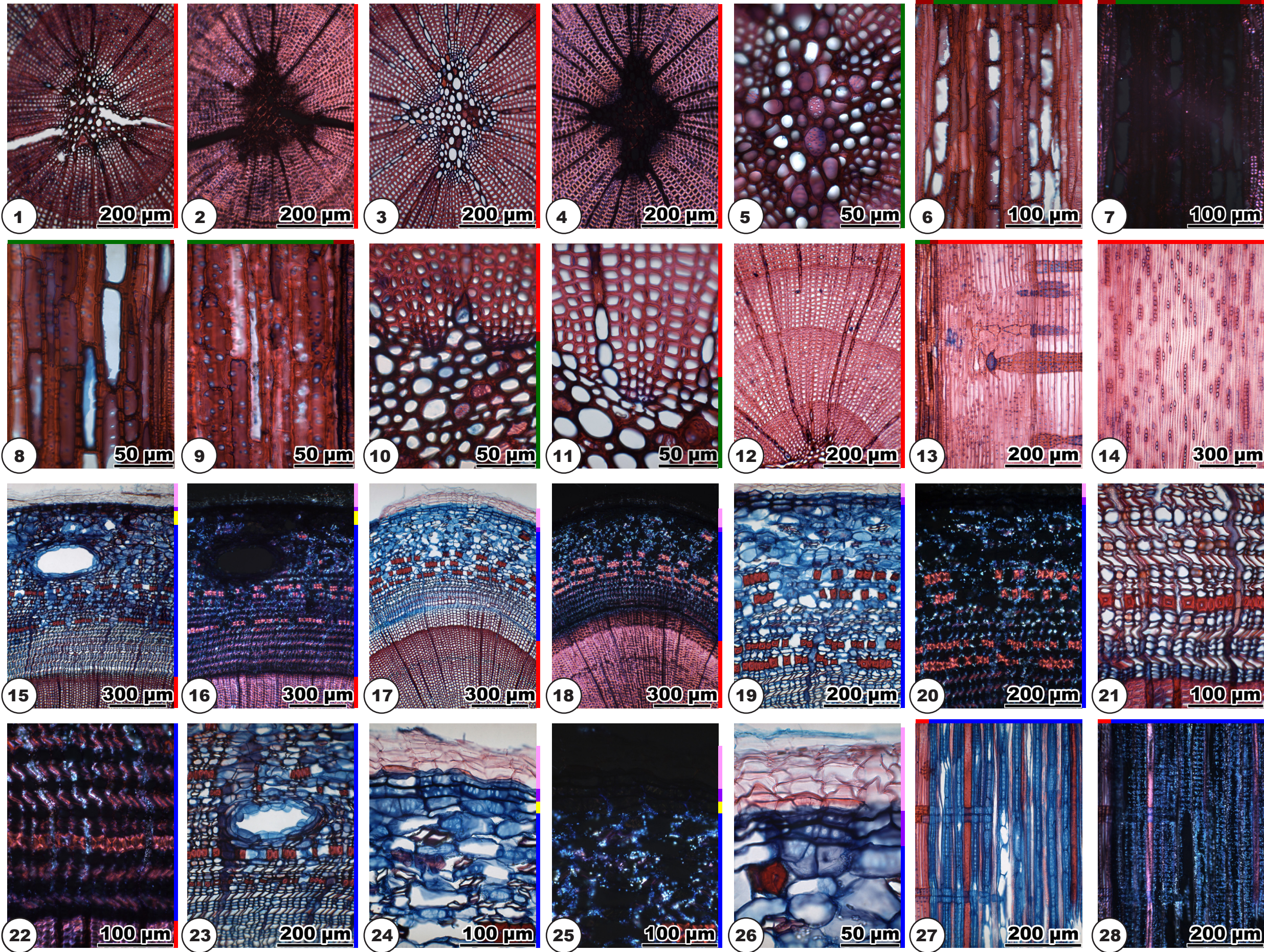
Juniperus communis L.

Cupressaceae



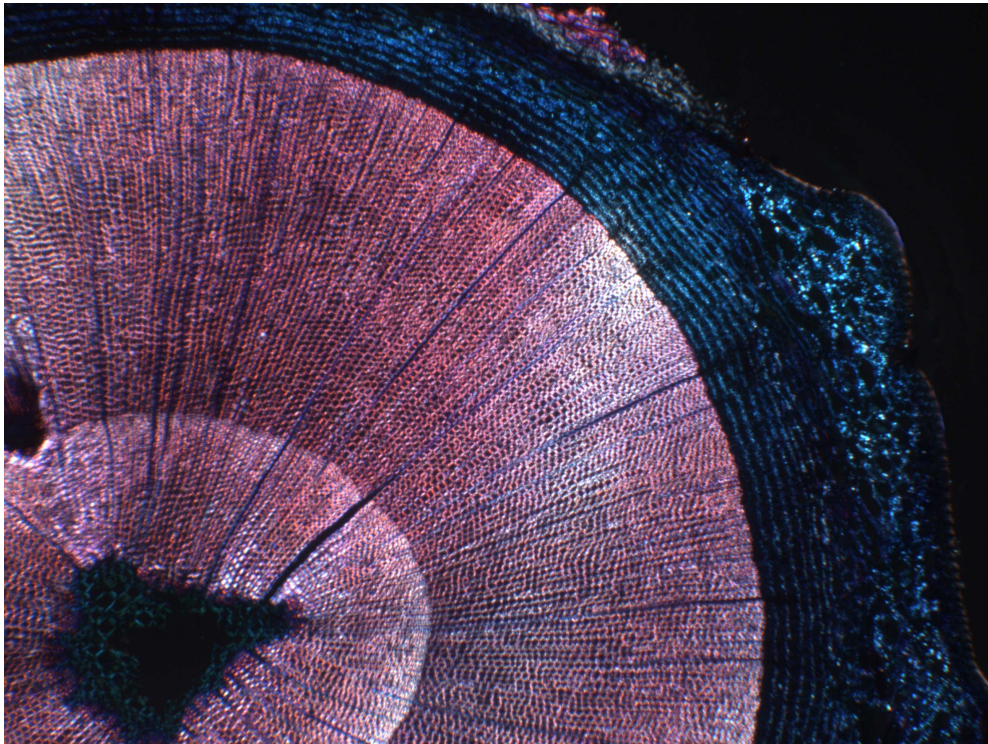
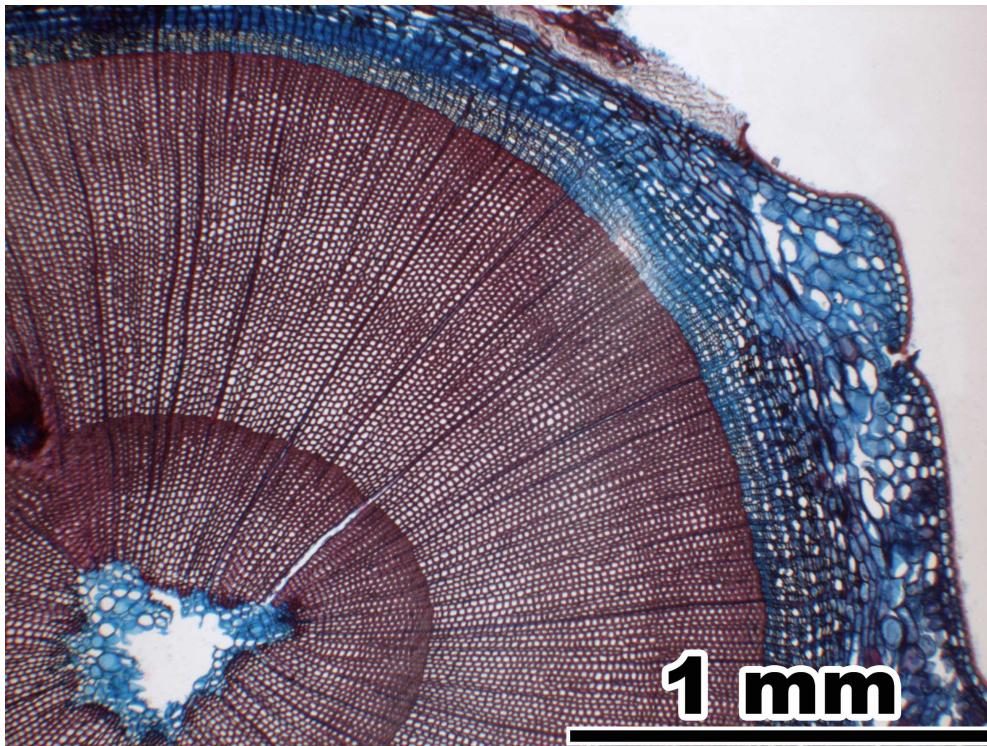
Juniperus sabina L.

Cupressaceae



***Taxus baccata* L.**

(Taxaceae)



Taxus baccata L. (Taxaceae)

Pith

Transverse section (1-5)

Shape roundish or irregular (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith homocellular or heterocellular (with few grains of crystal sand, near a nodium pith with few cells with dark stained substances). All cell walls unlignified (near a nodium some cells with lignified walls may be interspersed). Cells (3-5) round to oval or irregular, 20-70 µm in diameter, double wall diameter 0.5-2 µm. Transversal cell walls often without pits, rarely cells with tiny round pits (4: arrow) or larger oval pits of 2-6 µm diameter (5: arrow) are found. Few grains of crystal sand may occur. Many intercellulars of all sizes. In polarized light the pith glows faintly (2).

Radial section (6-9)

Cells in straight to undulating axial rows, the row structure may partly be vague or disintegrated (6-8; 7 = 6 in xpl). All cell walls unlignified (near a nodium some cells with lignified walls may be interspersed). Cells (6, 8-9) with irregular shapes or rectangular with rounded corners, square to axially elongated, 20-80 µm in axial dimension, double wall diameter 0.5-2 µm. Pits oval, 5-14 µm in diameter (9). Few grains of crystal sand may occur. Many intercellulars of all sizes, also large axial intercellulars occur.

Primary xylem

Transverse section (10-12)

Surrounding the pith 11-25 small vascular bundles. Parenchyma cells round to oval or irregular, with unlignified cell walls. Crushed protoxylem tracheary elements hardly visible. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to four tracheids per row.

Secondary xylem

Transverse section (13)

Short rays often occur in first built earlywood of the first tree ring (see also 10).

Radial and tangential section (14-16)

Average ray height one to two cells. Axial tracheids with annular (15: a) or helical (15: h) thickenings.

Bark

Transverse section (17-26)

Bark general view: 17-19; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (20-22; 22 = 21 in xpl) consists of sieve cells, parenchyma cells and crystal fibres mostly in a regular sequence: every year one or several series of single layer bands of sieve cells – crystal fibres – sieve cells – parenchyma cells are built. The walls of crystal fibres are covered with intracellular crystal sand (21-22, 22: crystal sand glows in polarized light). Collapsed sieve cells present. Ray dilatation by cell extension. **Cortex** (23-24; 24 = 23 in xpl) with thin-walled round to oval cells, 30-80 µm in diameter, with small intercellulars. Some specimens with crystal sand. Often only few cortex cells present. **Periderm** (17-18, 25-26): phelloderm two to three cell layers thick, phellem consists of several layers of thin-walled cork, often with one to several layers of thick-walled and stained cork cells to the outside (25) optionally with crystal sand (18: crystal sand glows in polarized light). Periderm occurs in three patches until the twig's 3rd or 4th year (26) and then becomes a closed layer around the twig. The initial periderm is built between cortex and

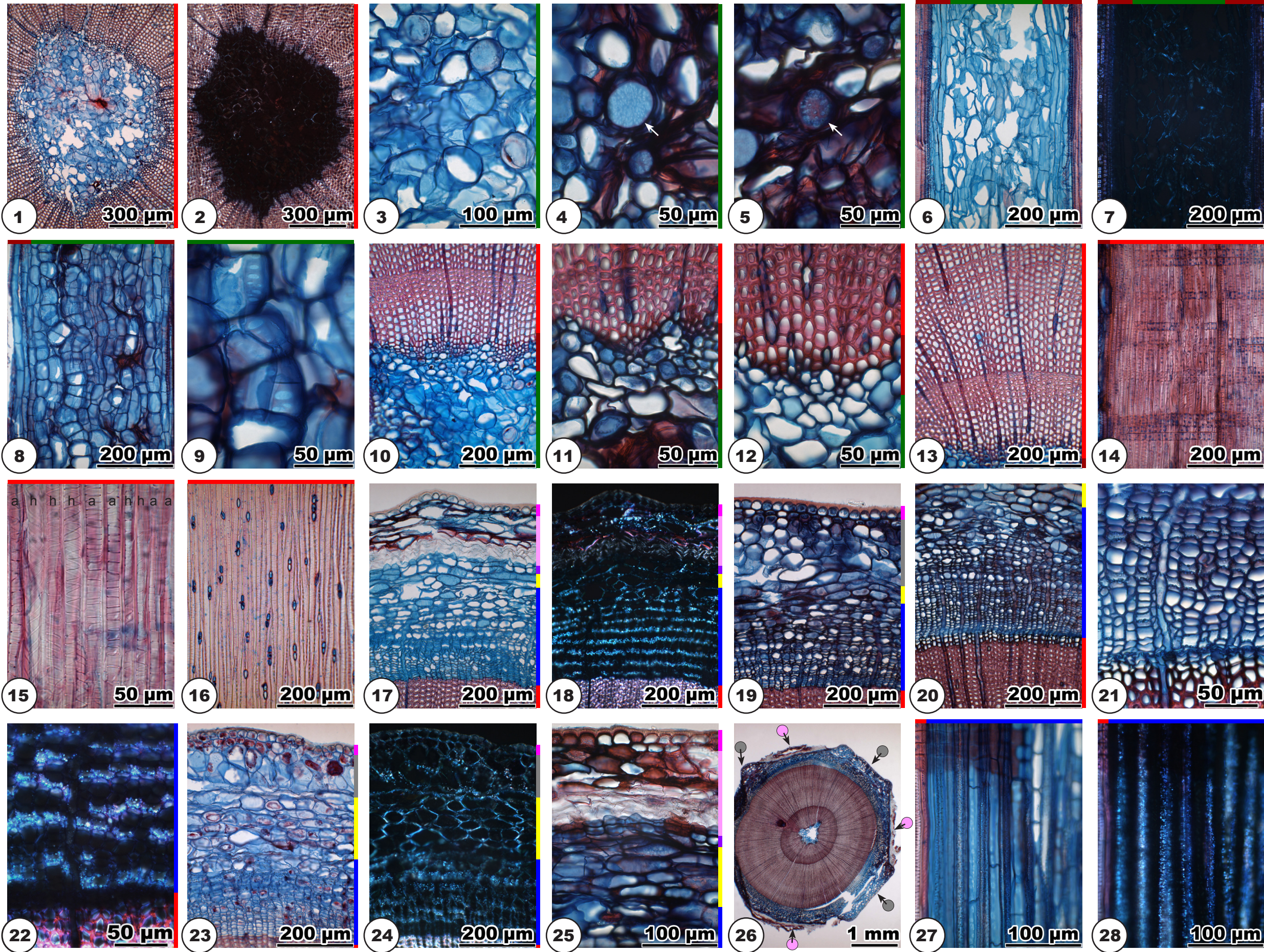
epidermis and between cortex and needle base tissue. **Needle base tissue** (19, 26) occurs in one- to four-year-old specimens, either as three patches (26) or around the whole twig. Large thin-walled cells contain coarse-grained crystal sand. **Epidermis** cells thin-walled (23, 25).

Radial section (27-28)

Phloem (27-28; 28 = 27 in xpl) with crystal fibres containing crystal sand (28: crystal sand glows in polarized light).

Taxus baccata L.

Taxaceae



Feature Descriptions (Deciduous Trees)

Introduction

The following part describes all microscopic features mentioned in the descriptions of the deciduous wood species.

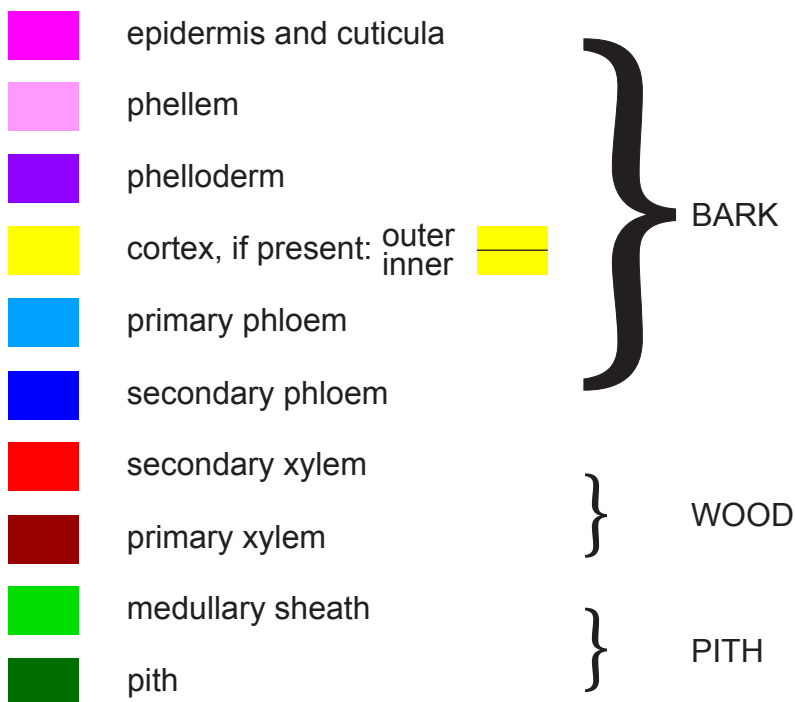
Most photos are either transverse sections or radial sections. The position of the wood is on transverse sections pith down and bark up, on radial sections pith left and bark right. Exceptions from this rule occur but are self-explaining, e.g. a transverse section showing the whole twig or a radial section showing the whole pith.

Colour codes

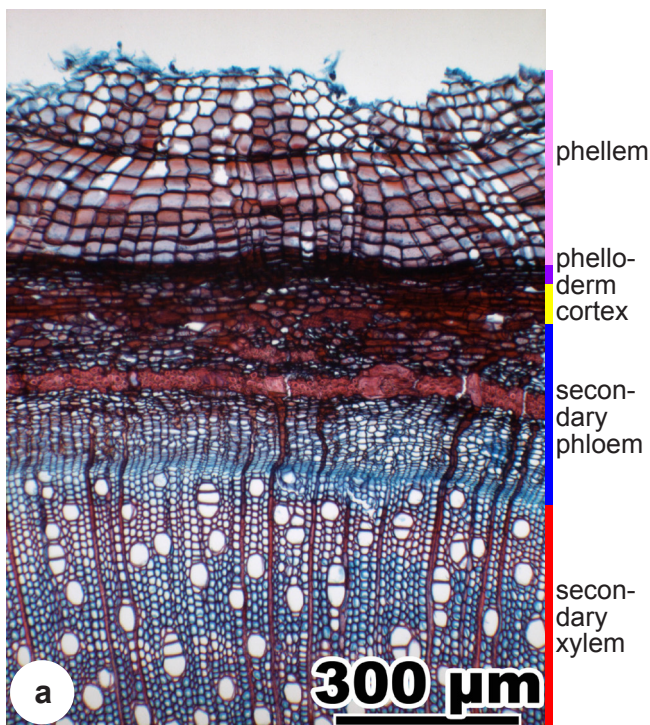
The different tissues are indicated by colour bars, in transverse sections to the right of (a), in radial and tangential sections above (b) each photo. On the respective margin of the photos, the borders of the specific tissues correspond exactly with the colour blocks.

Tissues can also be indicated by coloured circles (c).

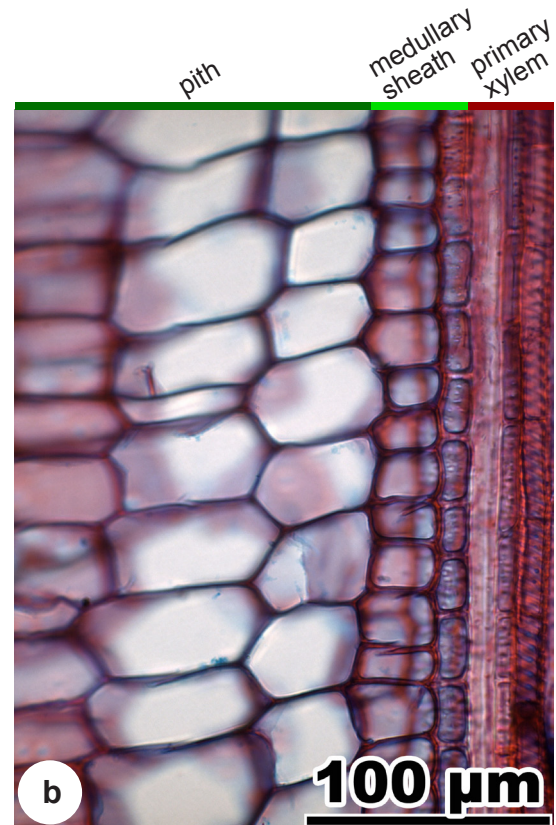
In deciduous woods the tissues normally appear in the following order, from outside in on transverse sections:



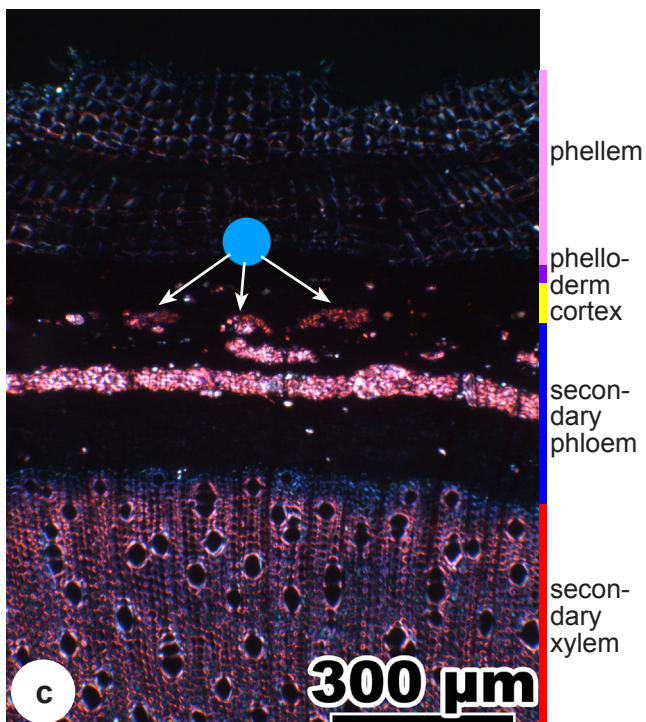
Examples:



a
Acer campestre, transverse section
The colour bar helps to understand: this photo shows a transverse section through wood and bark.



b
Acer campestre, radial section
In longitudinal sections, the colour bar is above the photo.



c
Acer campestre, transverse section, photo a in xpl.
The clear blue circle indicates three spots of primary phloem tissue (dark red in crossed polarized light).

Table of contents

1 Pith features

1.1 Pith shape

1.2 Pith cell composition

1.2.1 Pith homocellular

1.2.2 Pith heterocellular

1.2.3 Medullary sheath

1.3 Pith cell arrangement

1.3.1 Arrangement of parenchyma cells in transverse section

1.3.2 Arrangement of parenchyma cells in radial section

1.3.3 Localization of specialized parenchyma cells

1.3.4 Arrangement of specialized parenchyma cells

1.4 Pith parenchyma cells

1.4.1 Cell shape in transverse section

1.4.2 Cell shape in radial section

1.4.3 Size of parenchyma cells

1.4.4 Lignification of parenchyma cell walls

1.4.5 Pits in parenchyma cell walls

1.5 Intercellulars

1.6 Pith in crossed polarized light

2 Primary xylem features

2.1 Primary xylem cell composition

2.1.1 Protoxylem tracheary elements

2.1.2 Metaxylem tracheary elements

2.1.3 Primary xylem parenchyma

2.2 Primary xylem cell arrangement

3 Secondary xylem features (first annual ring)

3.1 Vessels

3.1.1 Porosity

3.1.2 Vessel size

3.1.3 Vessel arrangement

3.2 Fibres

3.2.1 Fibre wall thickness

3.3 Rays

3.3.1 Ray width and height

4 Bark features

4.1 Phloem

4.1.1 Structure of phloem

4.1.2 Phloem cell composition

4.1.3 Phloem cell arrangement

4.1.4 Primary phloem

4.2 Cortex

4.2.1 Structure of cortex

4.2.2 Cortex cell composition

4.3 Periderm

4.3.1 Structure of periderm

4.3.2 Periderm cell composition

4.3.3 Localization of periderms

4.4 Epidermis

1 Pith features

1.1 Pith shape

Species-specific pith shapes occur only in well developed internodes. In transverse sections the pith shape is round, roundish or oval (fig. 1), triangular or trilobate (fig. 2), pentagonal or fivelobate (fig. 3), hexagonal (fig. 4) or star-shaped (fig. 5). The outline of the pith is even (figs. 1b, 4) or wavy (figs. 1a, 2, 3a, 3b).

The pith shape varies along the shoot. Whilst in the internodes the species-specific shape occurs, in the nodes the shape is often roundish or irregular (fig. 6).

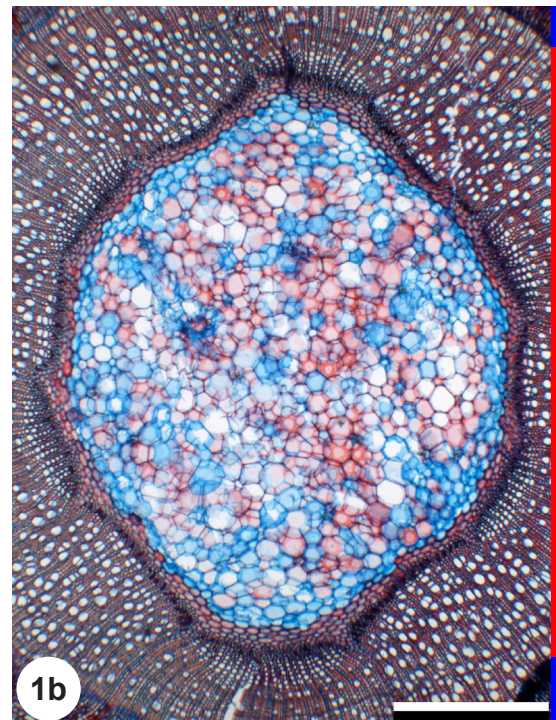
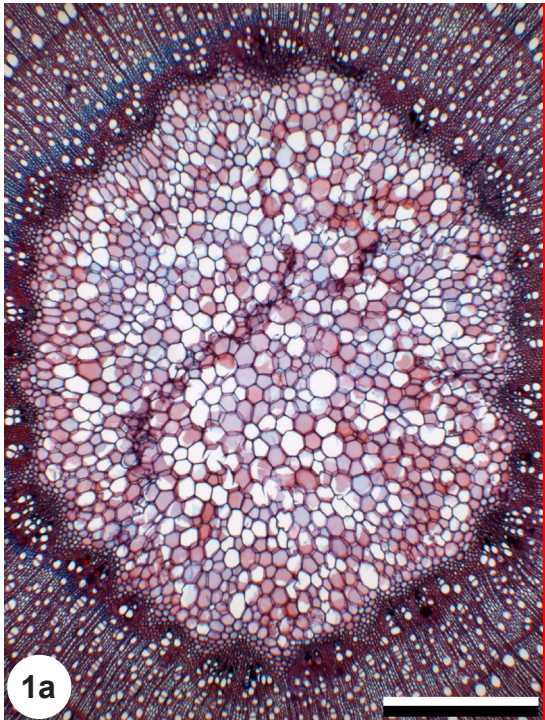


Fig. 1: Pith of *Acer campestre* (1a), *Cornus sanguinea* (1b), transverse sections. Round to roundish pith with wavy (1a) or even (1b) outline. Scale: 0.5 mm.

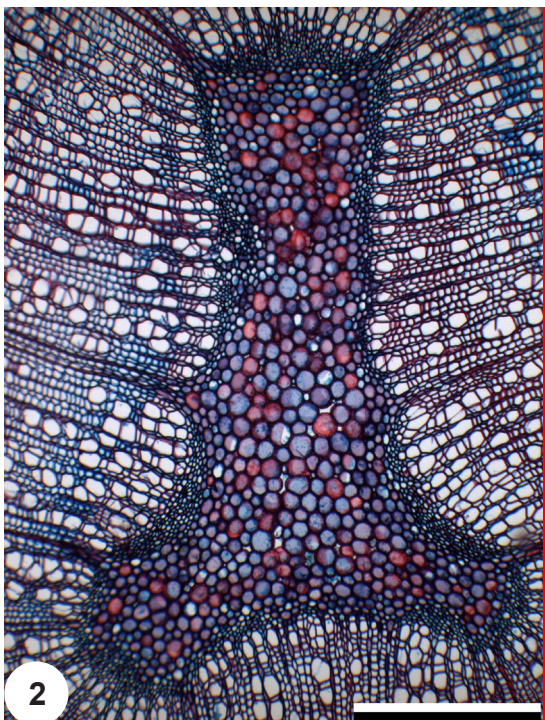


Fig. 2: Pith of *Alnus glutinosa*, transverse section. Trilobate pith. Scale: 300 μ m.

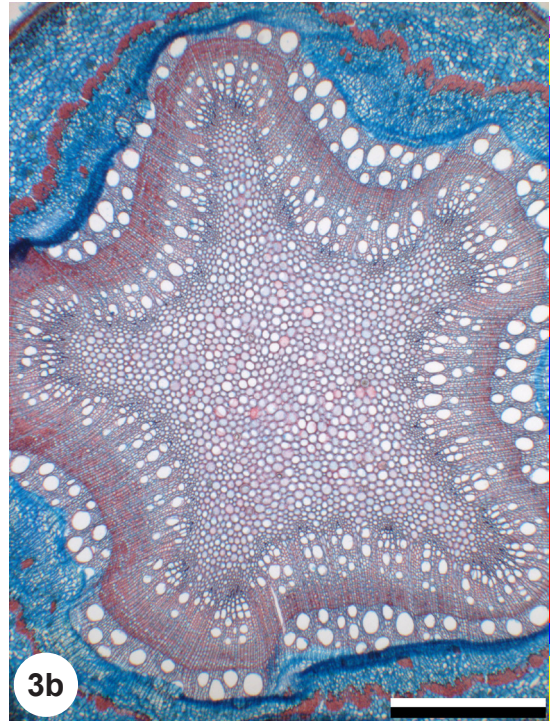
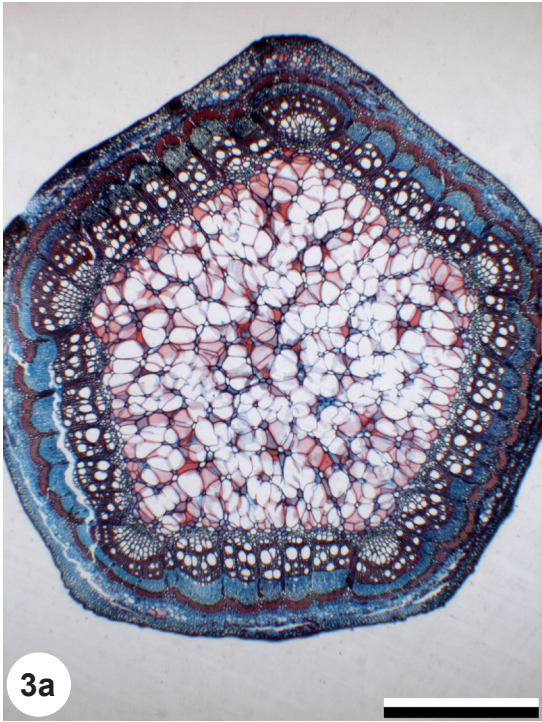


Fig. 3: Pith of *Rubus fruticosus* (3a), *Quercus robur* (3b), transverse sections. Pentagonal (3a) and five-lobate (3b) pith. Scale: 1 mm (3a), 0.5 mm (3b).

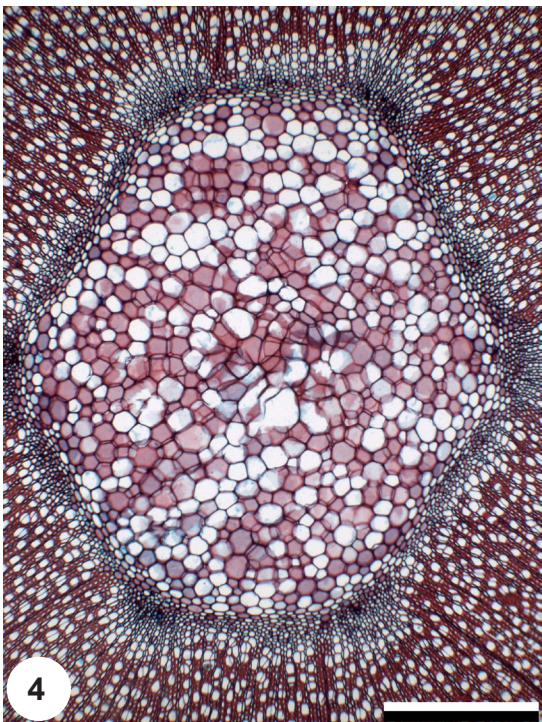


Fig. 4: Pith of *Viburnum opulus*, transverse section. Hexagonal pith. Scale: 0.5 mm.

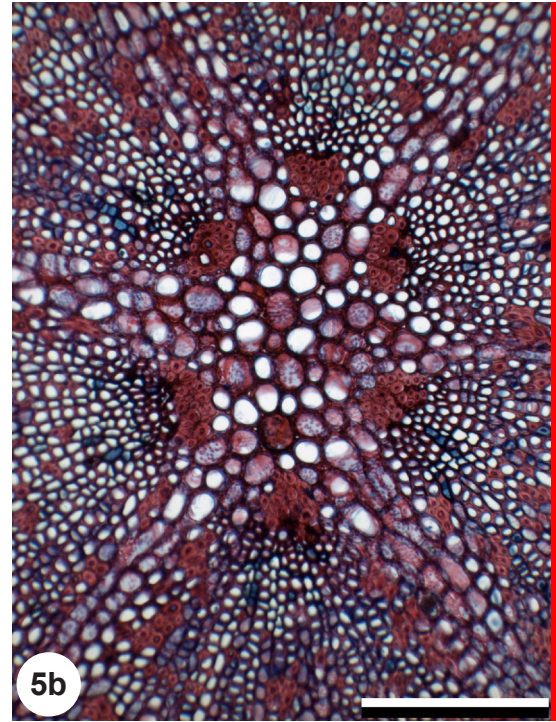
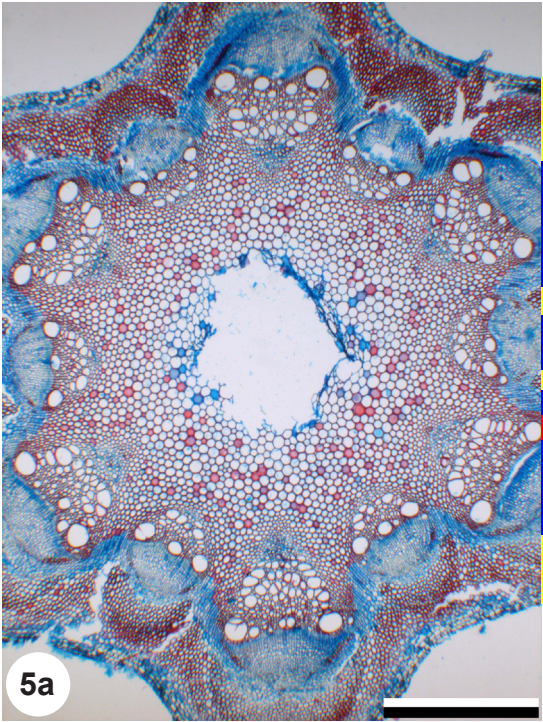


Fig. 5: Pith of *Clematis vitalba* (5a), *Viscum album* (5b), transverse sections.
Star-shaped pith.
Scale: 1 mm (5a), 300 μ m (5b).

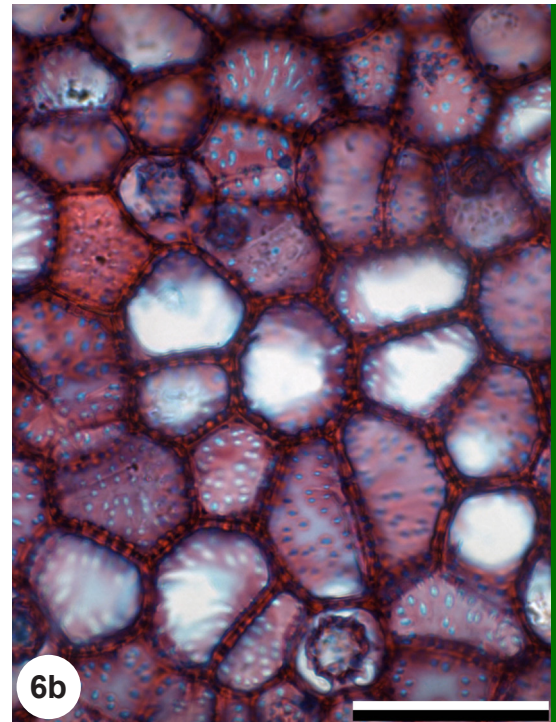
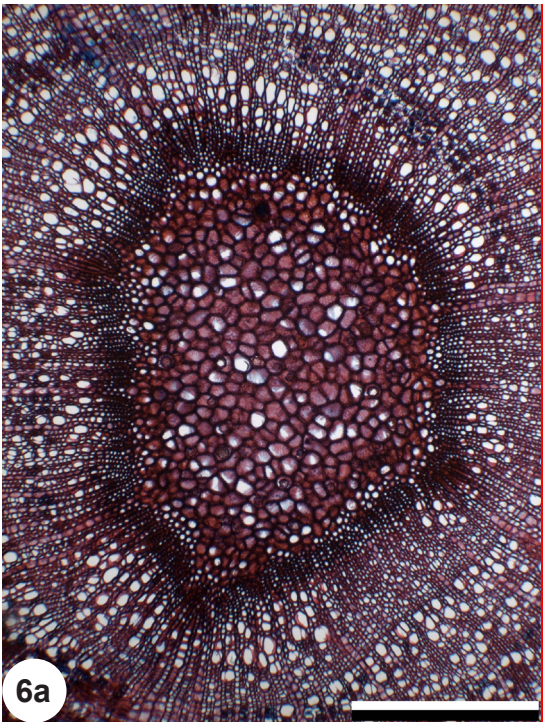


Fig. 6: Pith of *Fagus sylvatica*, transverse sections.
Transverse section through a node. In nodes many divided cells occur (6b).
Scale: 300 μ m (6a), 50 μ m (6b).

1.2 Pith cell composition

Different parenchyma cells may occur in the pith. The pith is called homocellular if only normal, unspecialized parenchyma cells of about the same size are present. The pith is called heterocellular if either specialized parenchyma cells or ducts are present, or if (at least) two distinguishable kinds of unspecialized parenchyma cells are present. To decide whether a pith is homocellular or heterocellular, transverse and longitudinal sections have to be observed.

1.2.1 Pith homocellular

A homocellular pith consists only of normal, unspecialized parenchyma cells (figs. 7, 8).

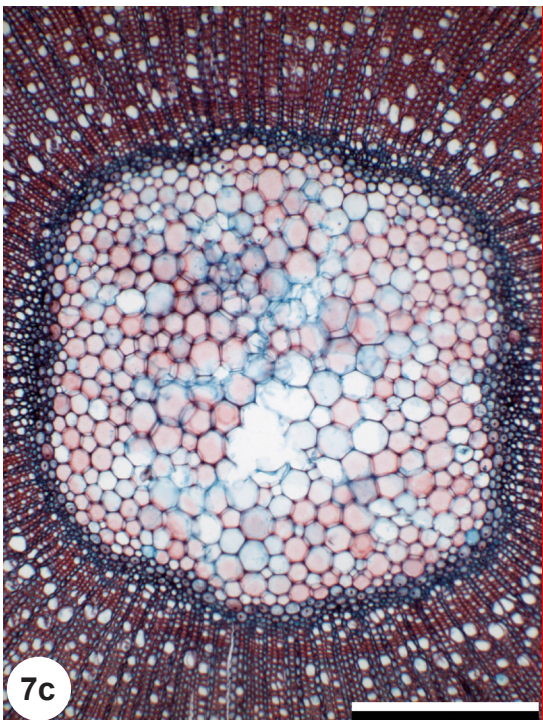
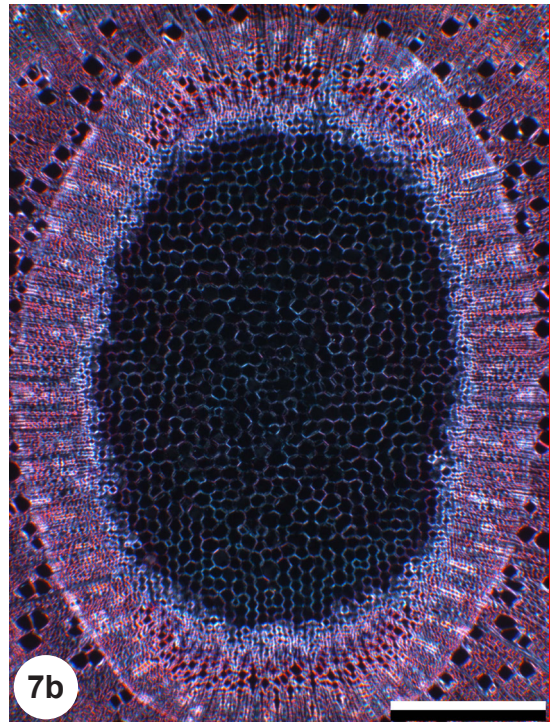
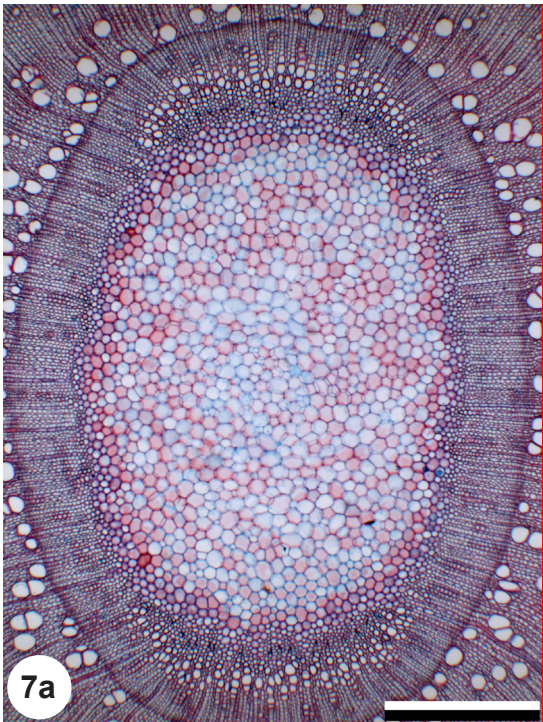


Fig. 7: Pith of *Fraxinus excelsior* (7a, 7b), *Ligustrum vulgare* (7c), transverse sections. 7b = 7a in xpl. Homocellular pith. No crystals visible in crossed polarized light (7b). Scale: 0.5 mm (7a, 7b), 300 μ m (7c).

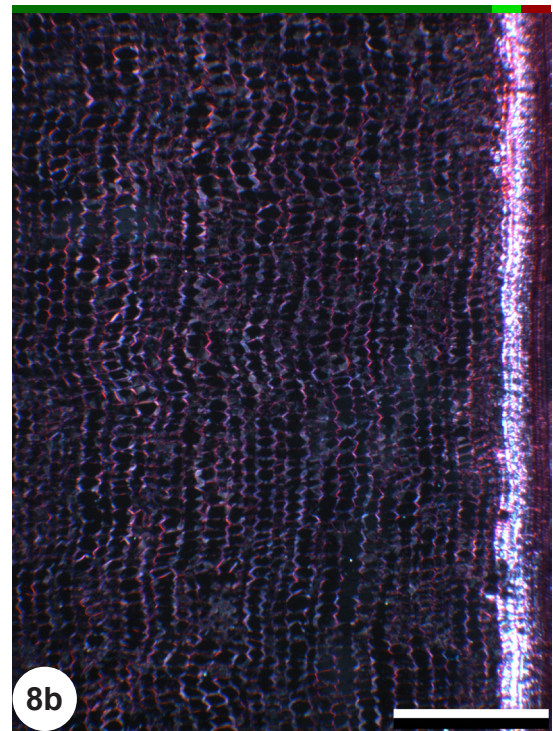
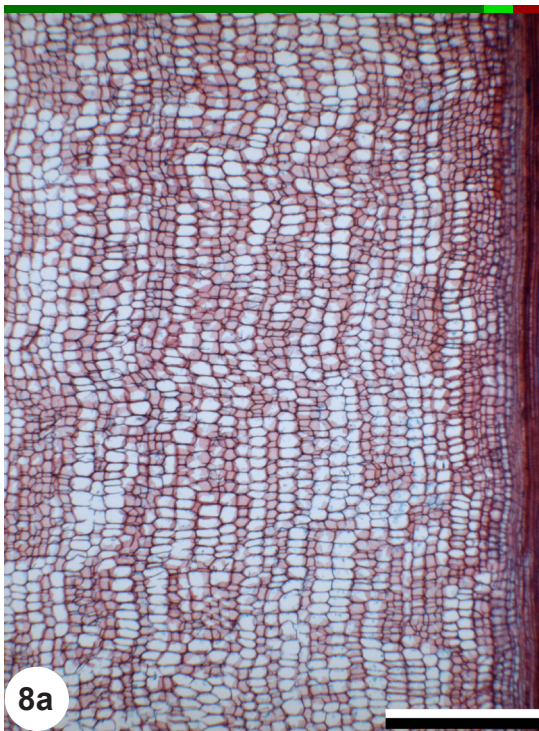
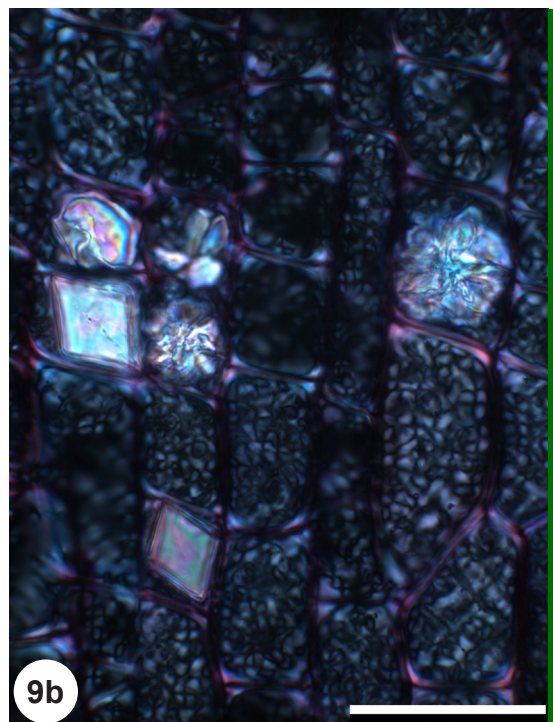
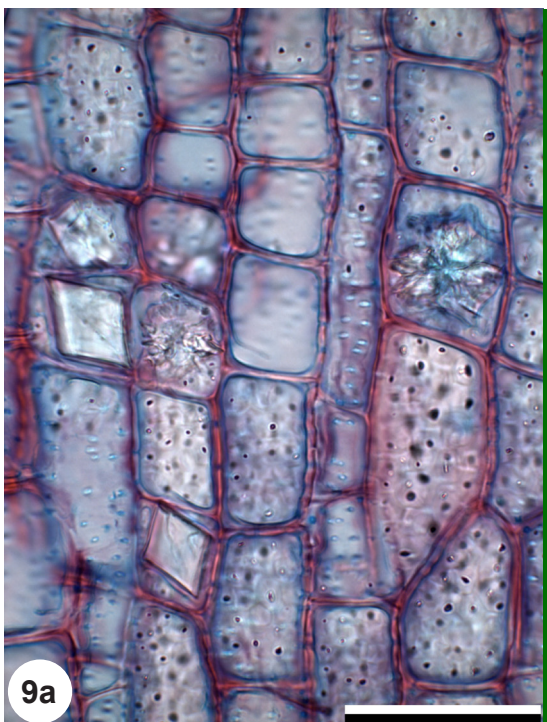
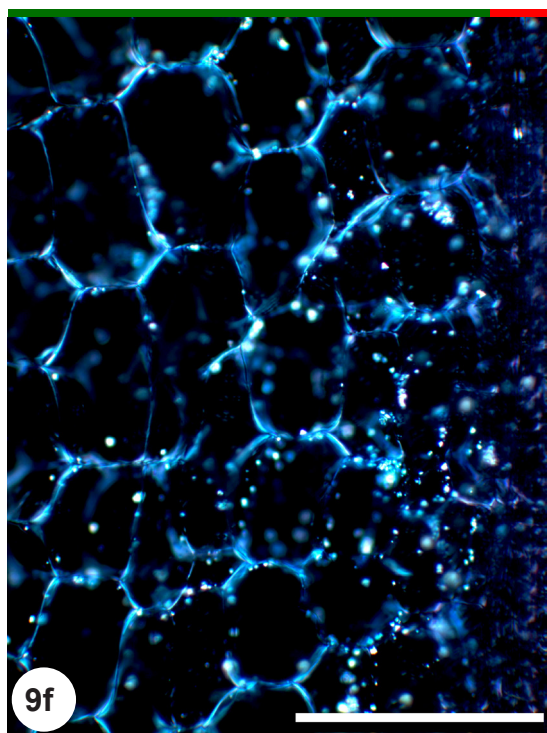
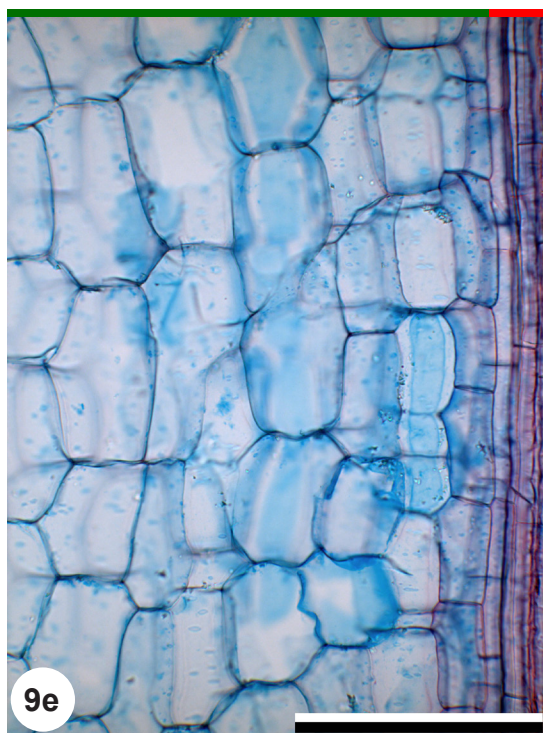
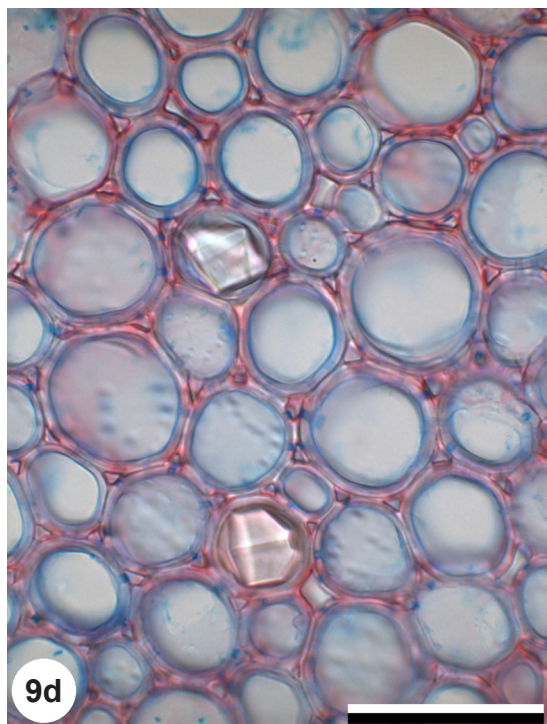
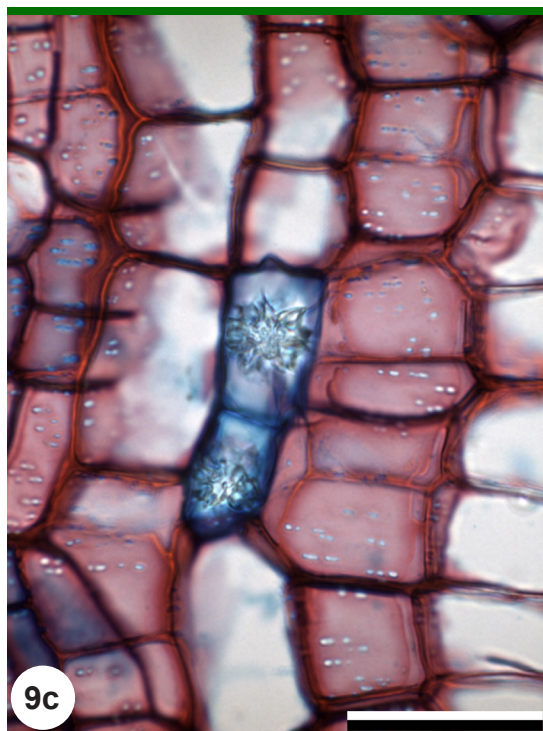


Fig. 8: Pith of *Fraxinus excelsior*, longitudinal sections. 8b = 8a in xpl.
Homocellular pith. No crystals visible in crossed polarized light (8b).
Scale: 0.5 mm (8a, 8b).

1.2.2 Pith heterocellular

A heterocellular pith comprises cells with different functions and/or sizes. In addition to the normal parenchyma cells it shows at least one of the following types (1) or (2), or different cell sizes/cell wall thicknesses occur (3). (1) Some specialized parenchyma cells containing different crystals (fig. 9) or dark stained substances (fig. 10). (2) Ducts with epithelial cells (fig. 11). (3) At least two distinguishable unspecialized parenchyma cells, distinguishable either in wall thickness or in size (fig. 12).





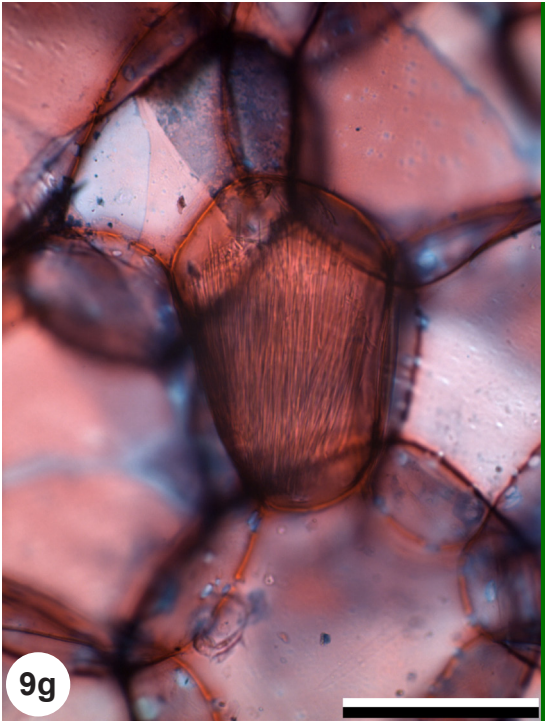


Fig. 9: Pith of *Fagus sylvatica* (9a, 9b), *Salix alba* (9c), *Quercus robur* (9d), *Sambucus nigra* (9e, 9f), *Vitis vinifera* (9g), longitudinal sections (9a-c, 9e, 9f), transverse sections (9d, g). 9b= 9a in xpl, 9f = 9e in xpl. Kinds of crystals: druses (9a, 9b, 9c), polyhedral crystal (9b, 9c, 9d), crystal sand (9e, 9f), raphids (9g). Crystals glow in crossed polarized light (9b, 9f). Scale: 50 μm (9a-d, 9g), 200 μm (9e, 9f).

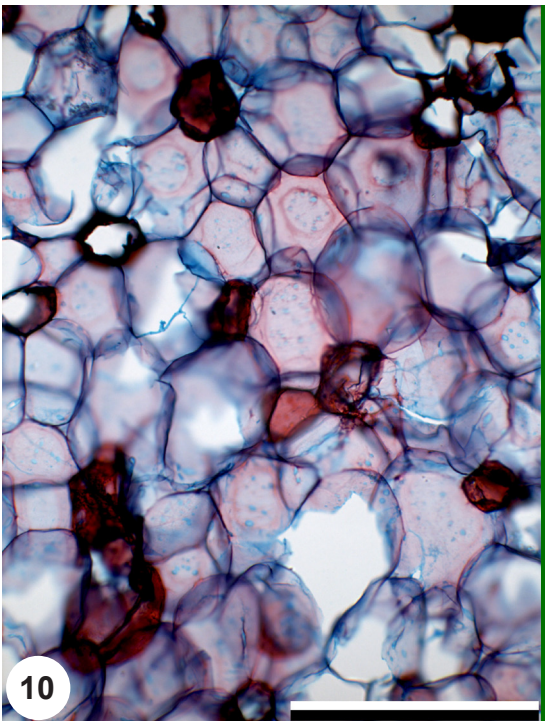


Fig. 10: Pith of *Sambucus nigra*, transverse section. Cells filled with dark stained substances in the pith. Scale: 200 μm .

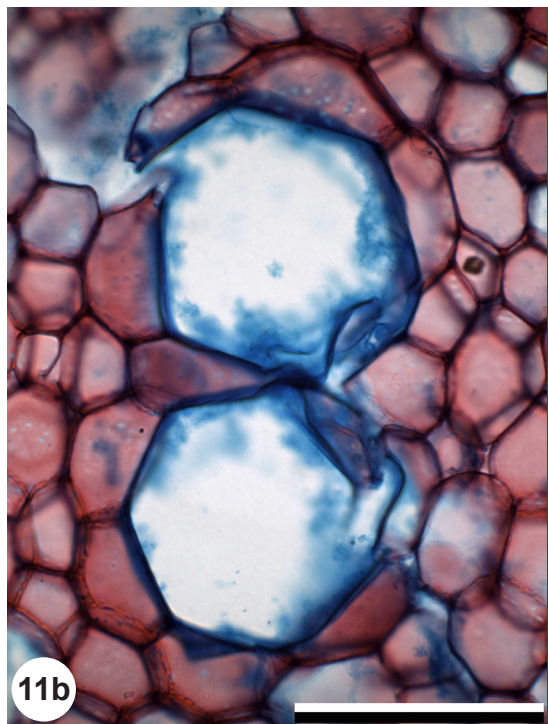
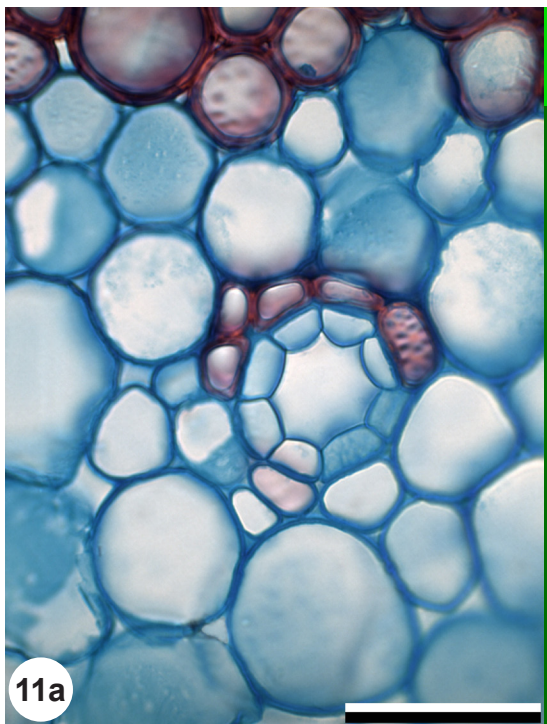
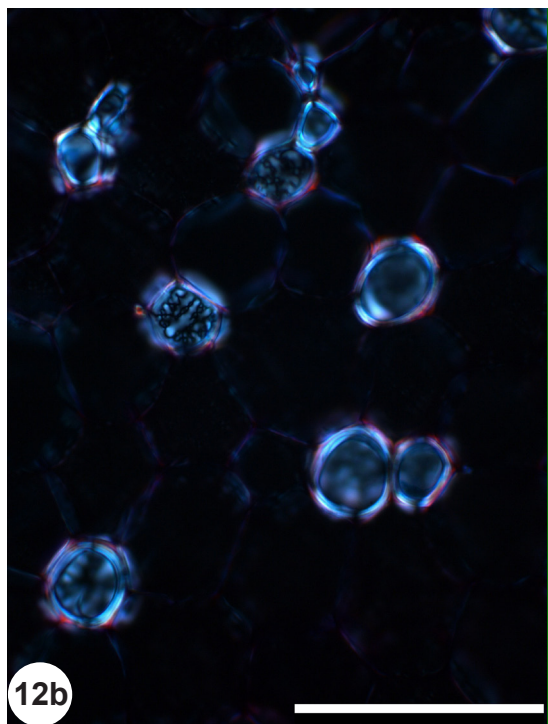
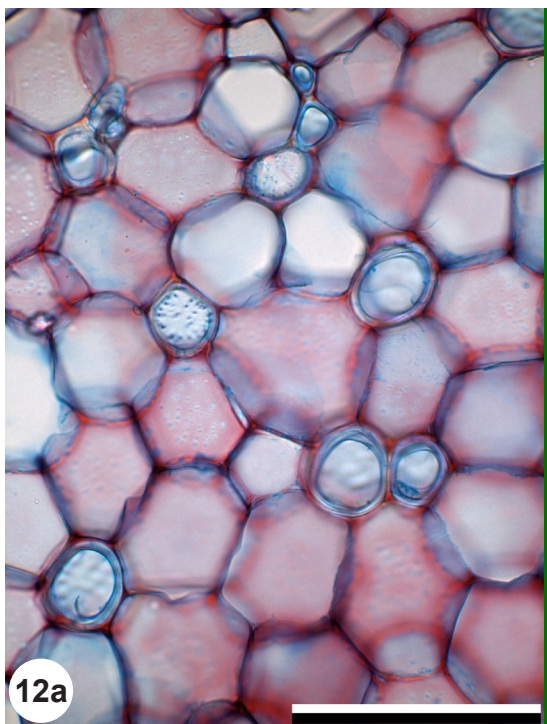


Fig. 11: Pith of *Hedera helix* (11a), *Frangula alnus* (11b), transverse sections.
Ducts with epithelial cells.
Scale: 50 μm (11a), 100 μm (11b).



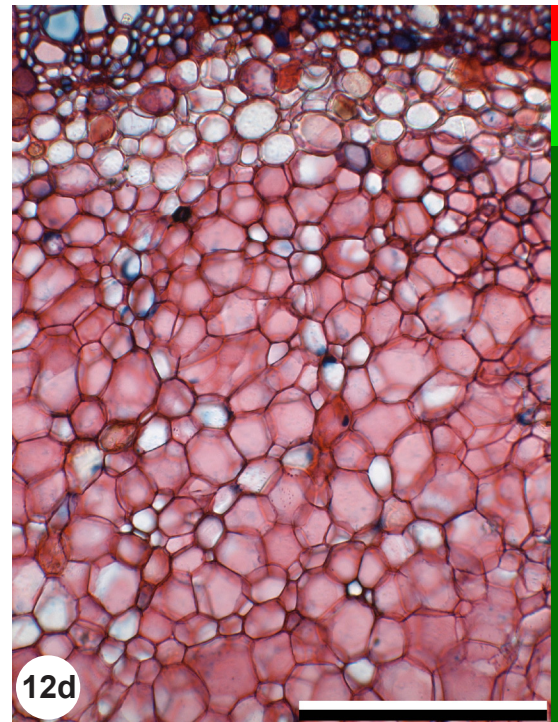
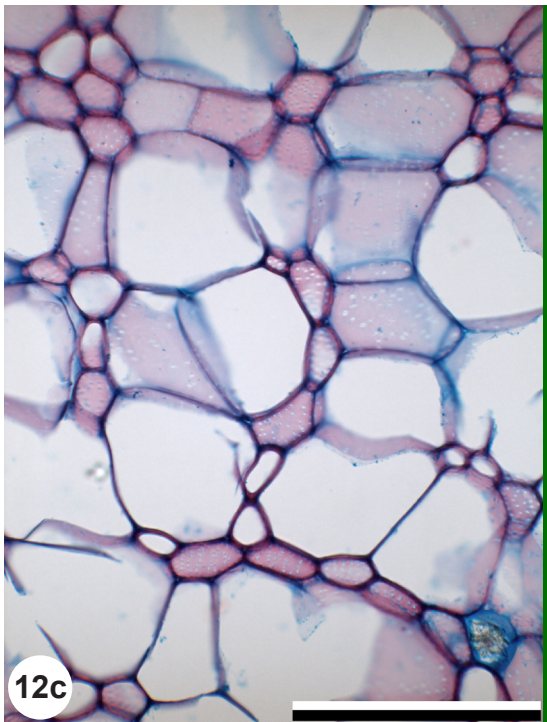


Fig. 12: Pith of *Acer pseudoplatanus* (12a, 12b), *Rosa canina* (12c), *Populus tremula* (12d) transverse sections. 12b = 12a in xpl.
Cells of two different cell wall thicknesses (12a, 12b) or of two different sizes (12c, 12d). Thick-walled cells glow in crossed polarized light (12b).
Scale: 100 μm (12a, 12b), 200 μm (12c, 12d).

1.2.3 Medullary sheath

The marginal pith cells are called medullary sheath cells, if they are anatomically different from the peripheral pith cells. The transition from peripheral pith cells to medullary sheath cells is sharp, medullary sheath cells are typically smaller, thicker-walled and more densely pitted than the adjacent peripheral pith cells (fig. 13). In longitudinal sections medullary sheath cells are rectangular, mostly square or slightly axially/radially elongated (fig. 14).

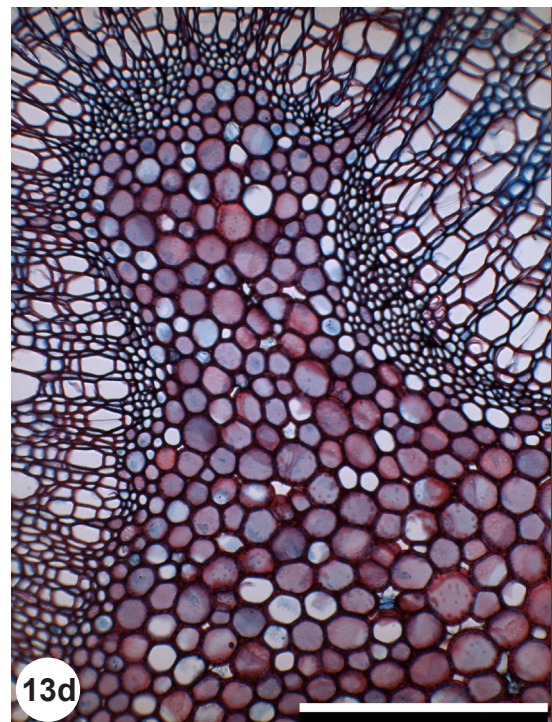
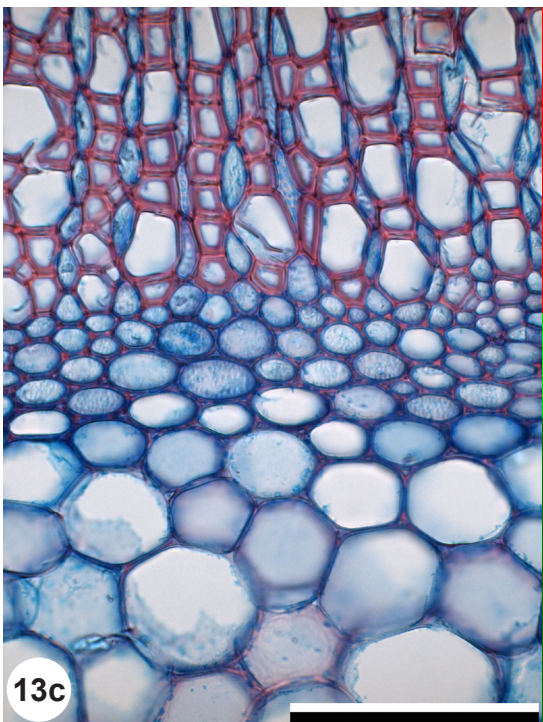
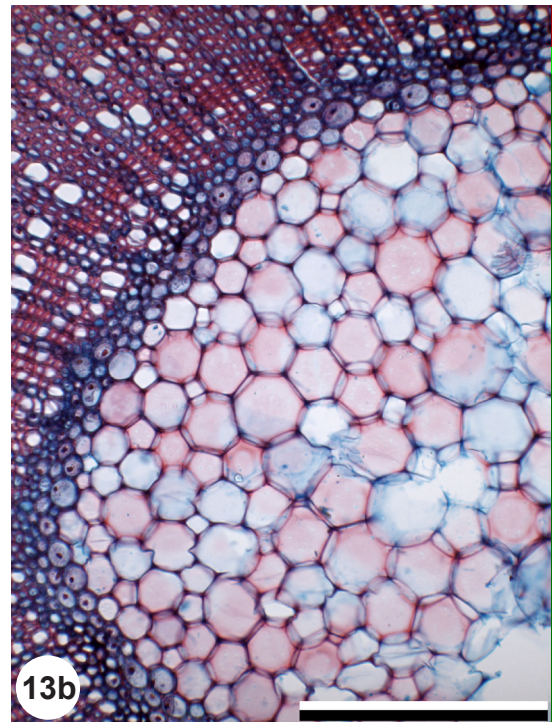
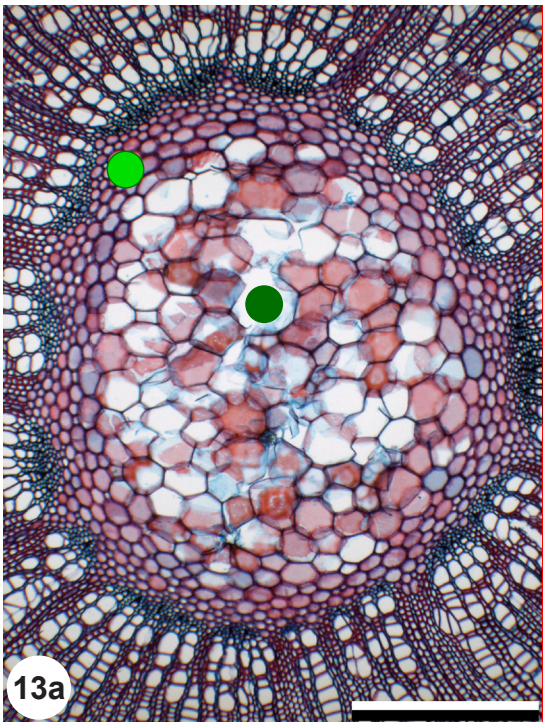


Fig. 13: Pith of *Corylus avellana* (13a), *Ligustrum vulgare* (13b), *Viburnum opulus* (13c), *Alnus glutinosa* (13d), transverse sections.
Pith cells and medullary sheath cells (13a-c). Pith without medullary sheath (13d).
Scale: 300 μm (13a), 200 μm (13b, 13d), 100 μm (13c).

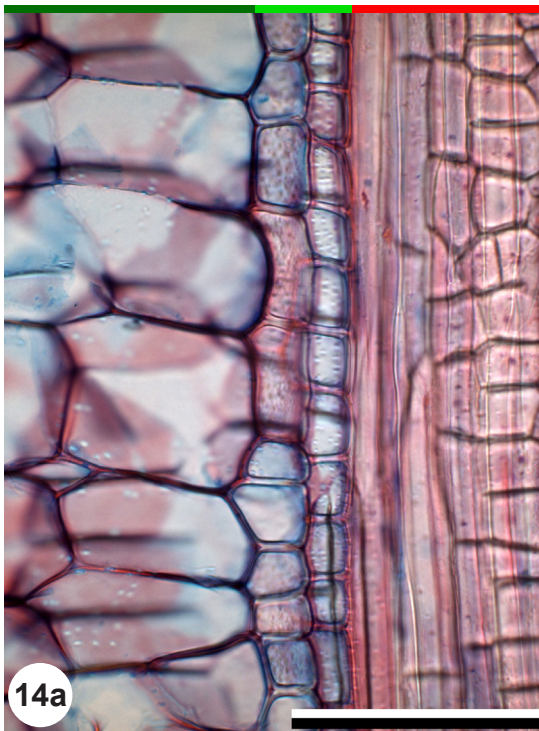


Fig. 14: Pith of *Acer platanoides* (14a), *Populus nigra* (14b), longitudinal sections.
Pith cells and medullary sheath cells.
Scale: 100 μ m (14a), 200 μ m (14b).

1.3 Pith cell arrangement

1.3.1 Arrangement of parenchyma cells in transverse section

Two possibilities of parenchyma cell size arrangements have been observed: The size of the cells may diminish gradually from the pith's centre to the margin (fig. 15), or the peripheral cells are radially elongated (fig. 16). Some species show cell clusters in circular arrangement: six to eight angular cells around a (mostly smaller) central round cell (as in flower petals) (fig. 17). After the central cells of a pith have disintegrated, a pith cavity results (fig. 18).

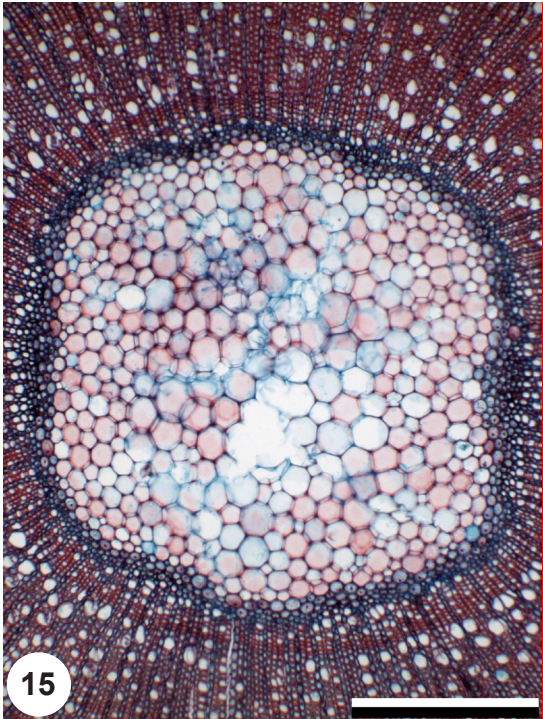


Fig. 15: Pith of *Ligustrum vulgare*, transverse section.
Cells in the pith's centre are larger than cells in the periphery.
Scale: 300 μ m.

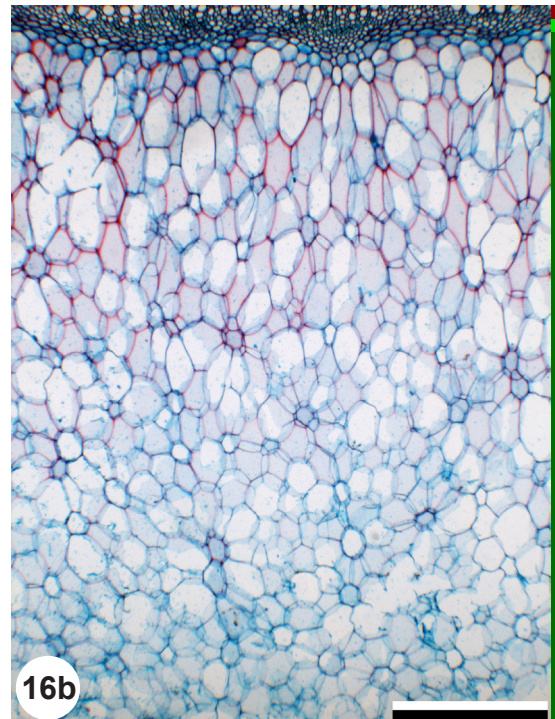
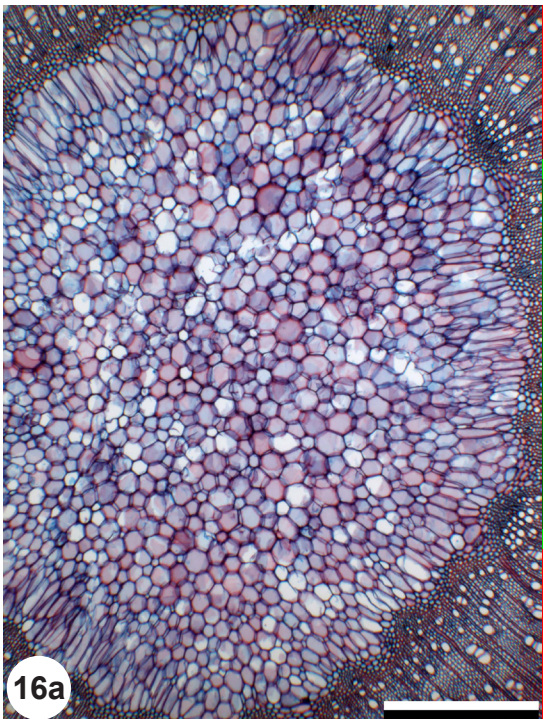


Fig. 16: Pith of *Acer platanoides* (16a), *Rubus idaeus* (16b), transverse sections.
Peripheral pith cells are radially elongated.
Scale: 0.5 mm.

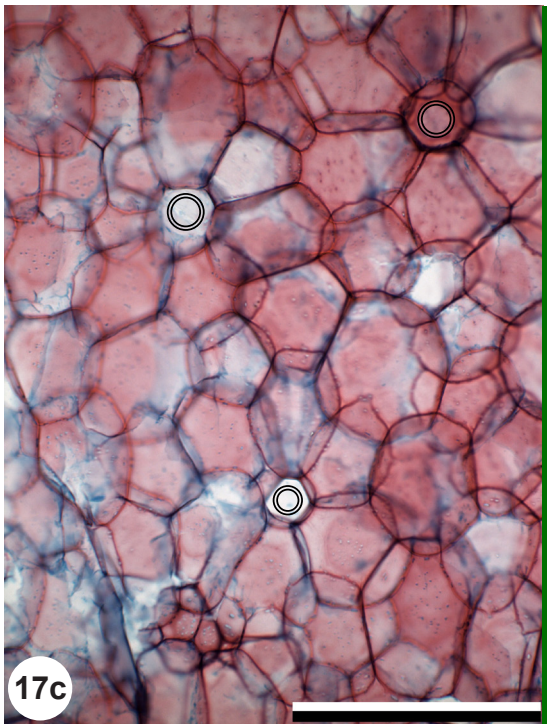
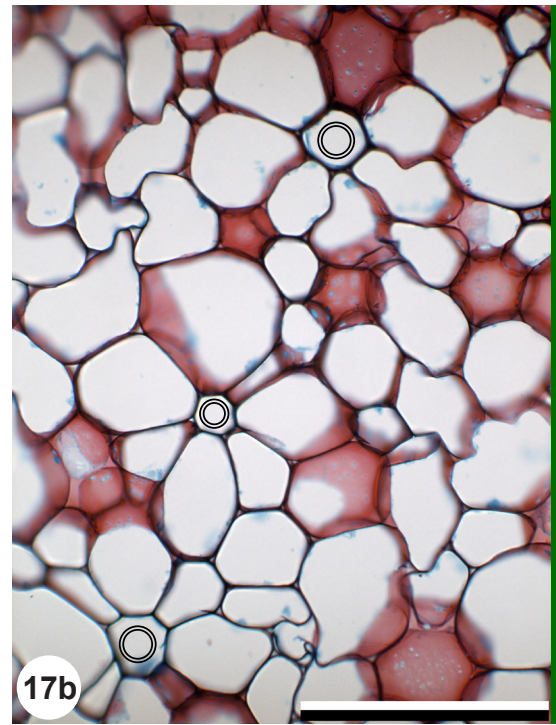
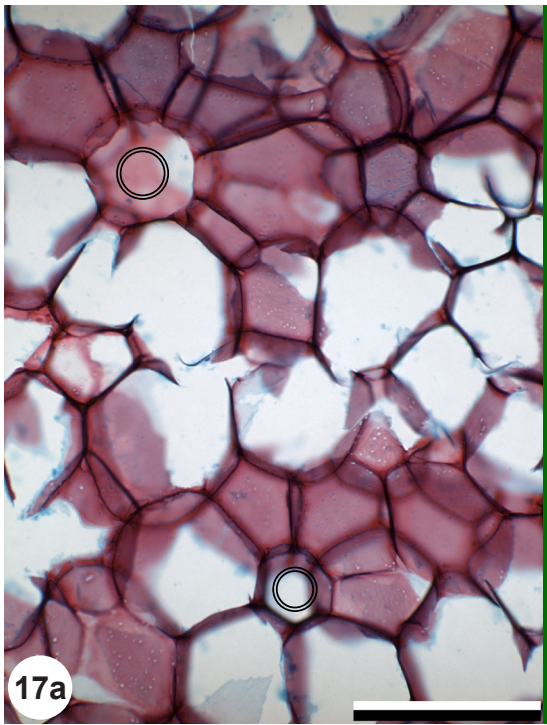


Fig. 17: Pith of *Salix purpurea* (17a), *Sambucus racemosa* (17b), *Populus alba* (17c), transverse sections. Circular cell arrangement, central cells are indicated by rings. Scale: 300 μm (17a), 200 μm (17b, 17c).

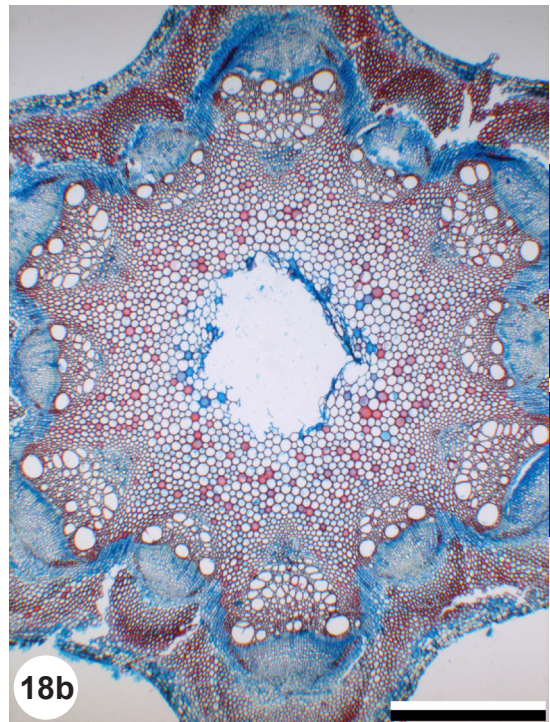
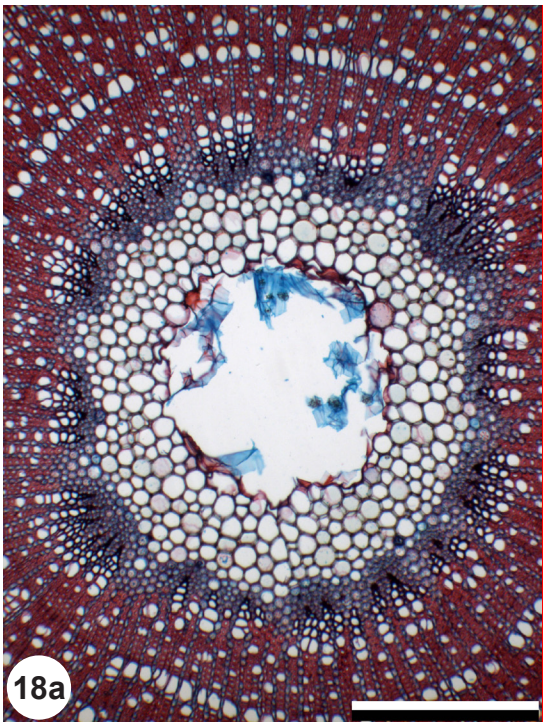


Fig. 18: Pith of *Lonicera xylosteum* (18a), *Clematis vitalba* (18b), transverse sections.
Pith cavity.
Scale: 300 μ m (18a), 1 mm (18b).

1.3.2 Arrangement of parenchyma cells in radial section

In axial direction the parenchyma cells are normally arranged in rows, either in straight (fig. 19) or undulating rows (fig. 20). Some species show an irregular cell arrangement in the pith's centre (fig. 21).

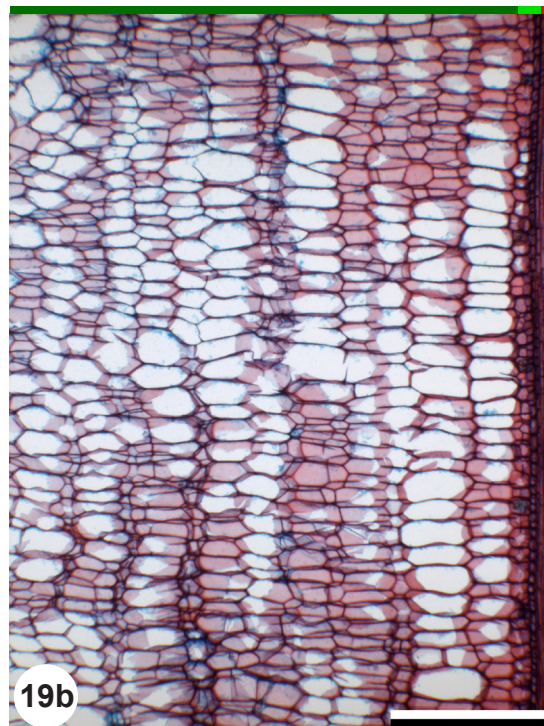
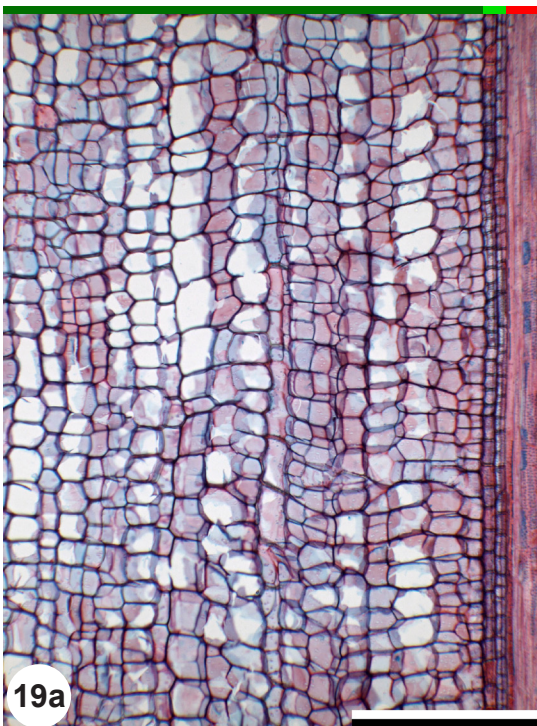


Fig. 19: Pith of *Acer campestre* (19a), *Rubus idaeus* (19b), longitudinal sections.
Parenchyma cells in straight axial rows.
Scale: 300 μ m (19a), 0.5 mm (19b).



Fig. 20: Pith of *Quercus robur* (20a), *Fagus sylvatica* (20b), longitudinal sections.
Parenchyma cells in undulating axial rows.
Scale: 300 μ m.

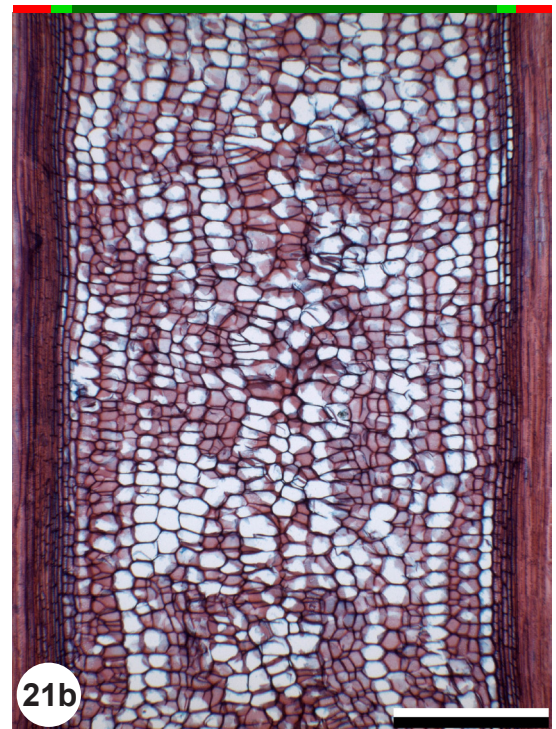


Fig. 21: Pith of *Lonicera nigra* (21a), *Viburnum opulus* (21b), longitudinal sections.
Parenchyma cells in irregular arrangement in the pith's centre.
Scale: 0.5 mm.

1.3.3 Localization of specialized parenchyma cells

Specialized parenchyma cells (see 1.2.2.(1) and (2)) occur either evenly distributed in the pith (fig. 22) or they are arranged mainly peripheral (fig. 23) or mainly central (fig. 24).

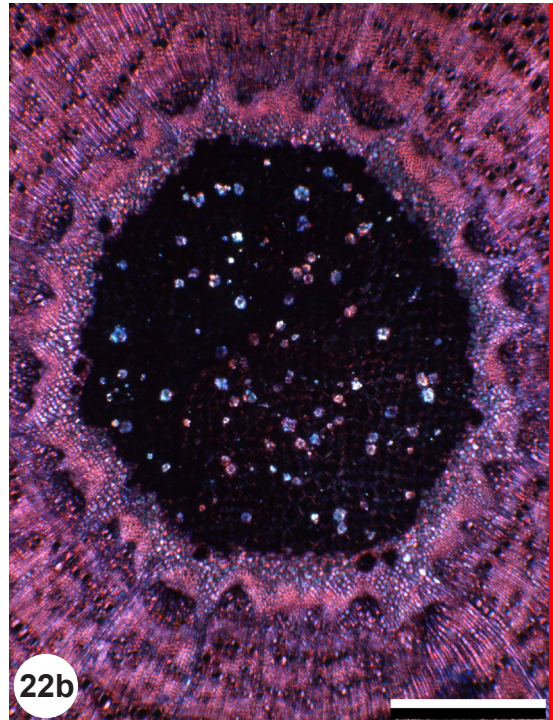
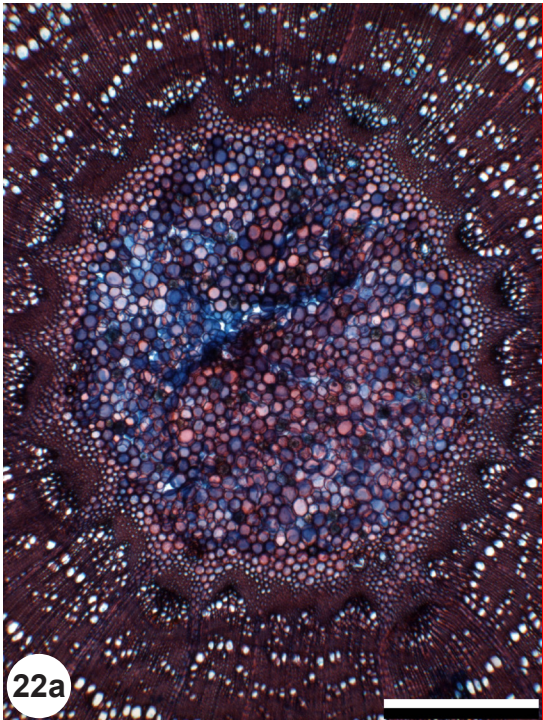


Fig. 22: Pith of *Hedera helix*, transverse section. 22b = 22a in xpl. Parenchyma cells with druses occur evenly distributed. Druses glow in crossed polarized light (22b). Scale: 0.5 mm.

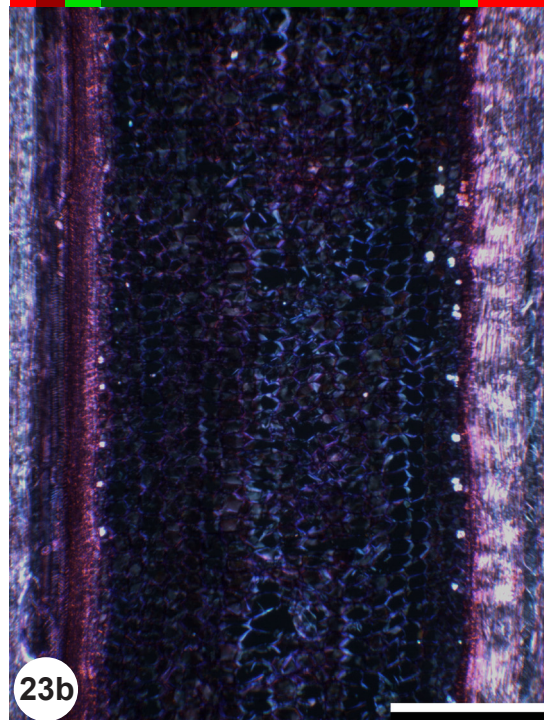
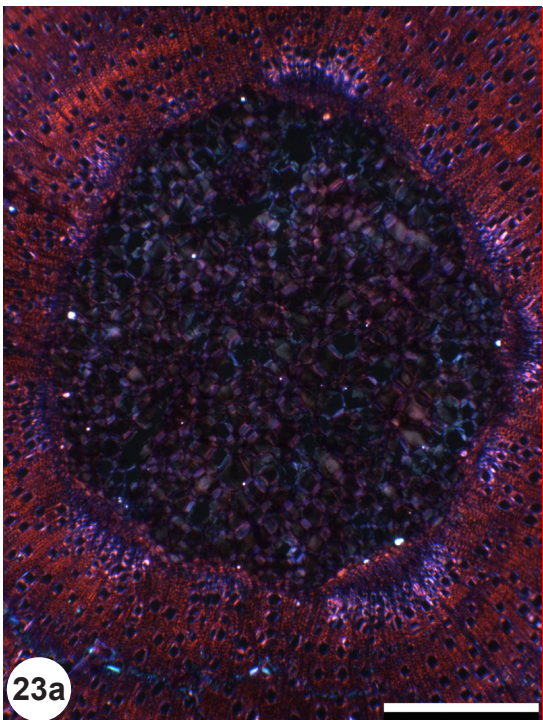


Fig. 23: Pith of *Salix caprea*, transverse section in xpl (23a), longitudinal section in xpl (23b). Parenchyma cells with druses occur mainly peripheral. Druses glow in crossed polarized light. Scale: 0.5 mm.

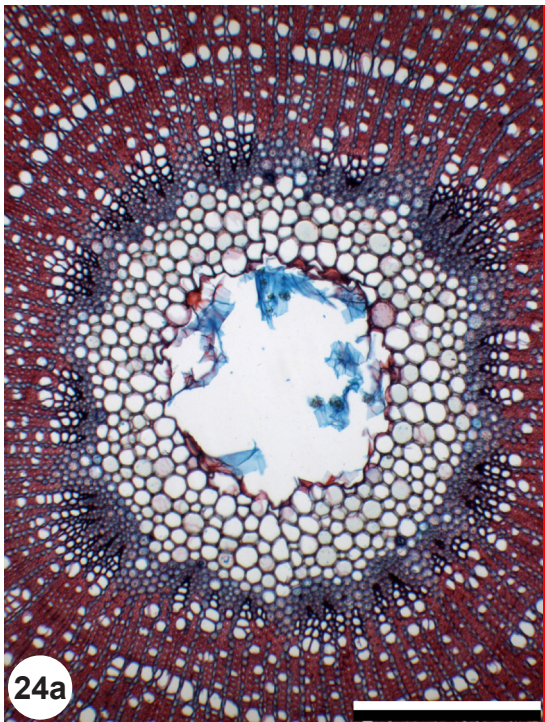


Fig. 24: Pith of *Lonicera xylosteum*, transverse section. 24b = 24a in xpl.
Parenchyma cells with druses occur only in the torn tissue in the pith's centre. Druses glow in crossed polarized light (24b).
Scale: 300 μ m.

1.3.4 Arrangement of specialized parenchyma cells

The arrangement of specialized parenchyma cells is best seen in transverse section. Specialized parenchyma cells can be arranged solitary (fig. 25) or in axial multiples, i.e. in short axial lines (fig. 26).

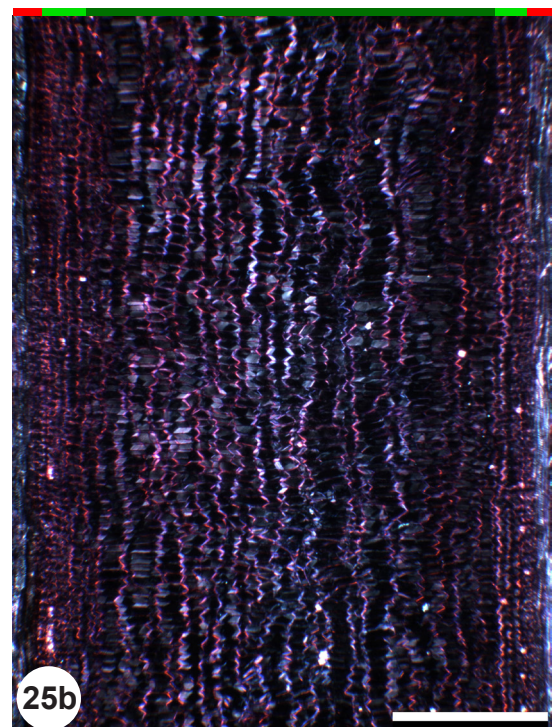
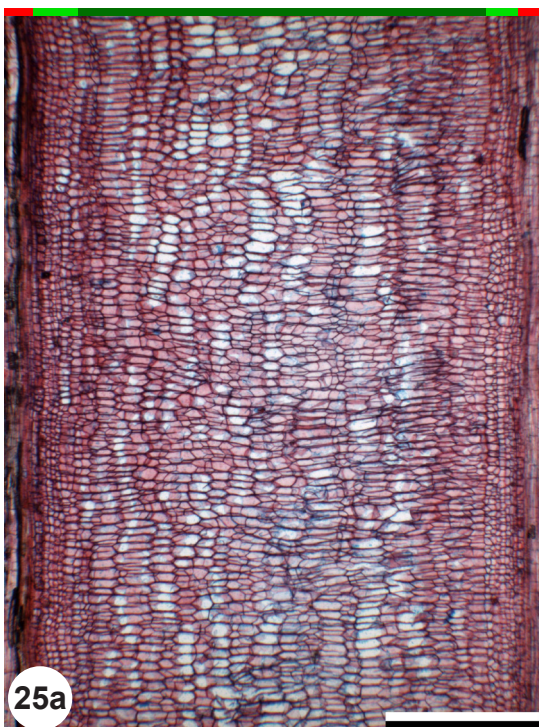


Fig. 25: Pith of *Populus alba*, longitudinal section. 25b = 25a in xpl.
Solitary cells with small druses. Druses glow in crossed polarized light (25b).
Scale: 0.5 mm.



Fig. 26: Pith of *Prunus padus*, longitudinal section. 26b = 26a in xpl.
Cells with druses arranged in axial multiples. Druses glow in crossed polarized light (26b).
Scale: 0.5 mm.

1.4 Pith parenchyma cells

1.4.1 Cell shape in transverse section

The cell shape may be round, roundish or oval (fig. 27) or angular (fig. 28).

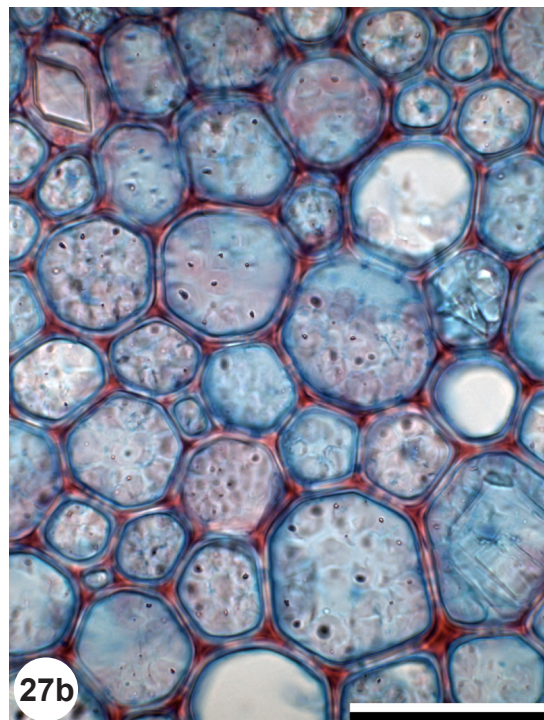
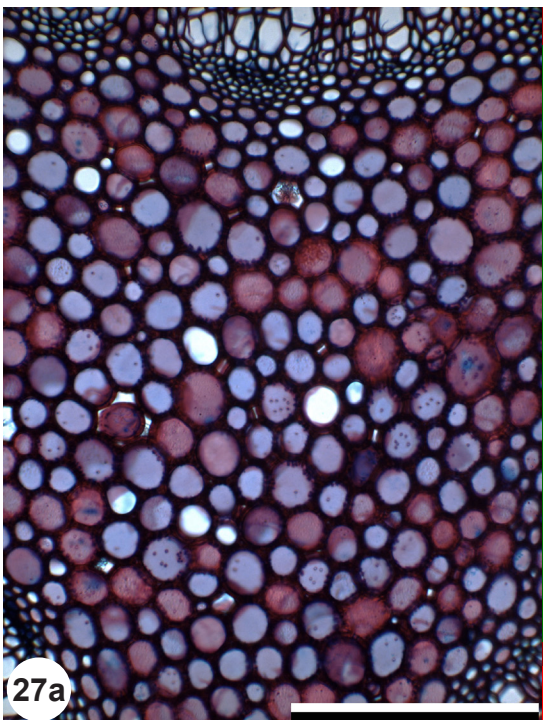


Fig. 27: Pith of *Alnus glutinosa* (27a), *Fagus sylvatica* (27b), transverse sections.
Round to oval pith parenchyma cells.
Scale: 200 μ m (27a), 50 μ m (27b).

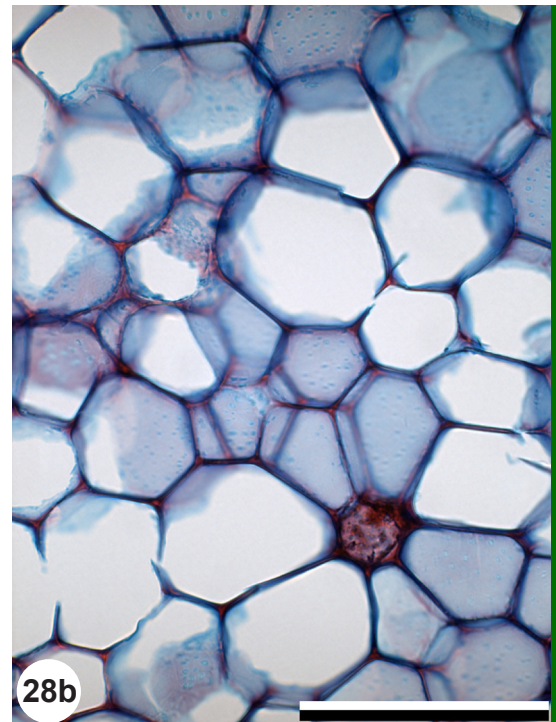
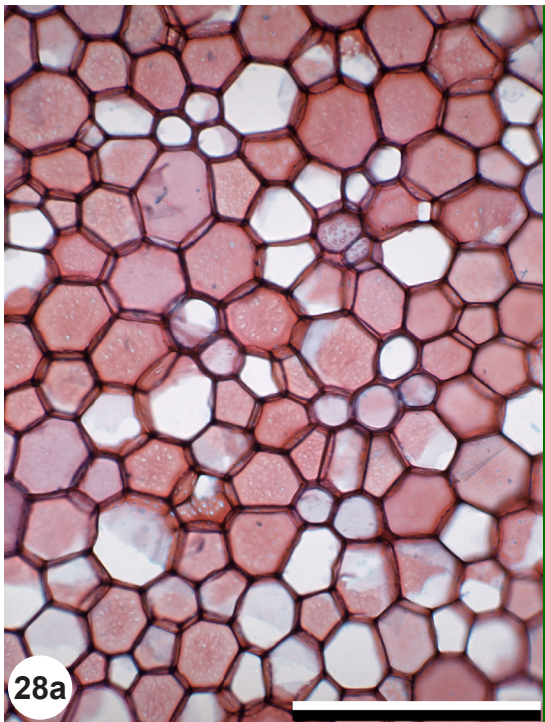


Fig. 28: Pith of *Acer pseudoplatanus* (28a), *Salix alba* (28b), transverse sections.
Most cells with angular outline.
Scale: 200 μm (28a), 100 μm (28b).

1.4.2 Cell shape in radial section

The cell shape may be rectangular, mostly square or (slightly) axially/radially elongated (fig. 29) or angular, mostly penta- or hexagonal (fig. 30) or the cells show rounded corners (fig. 31).

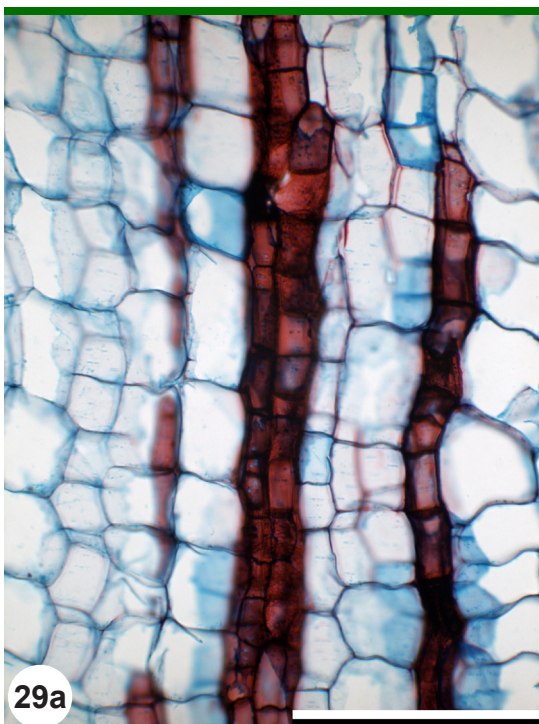


Fig. 29: Pith of *Tilia platyphyllos* (29a), *Fagus sylvatica* (29b), longitudinal sections.
Rectangular cell shape.
Scale: 200 μm (29a), 300 μm (29b).

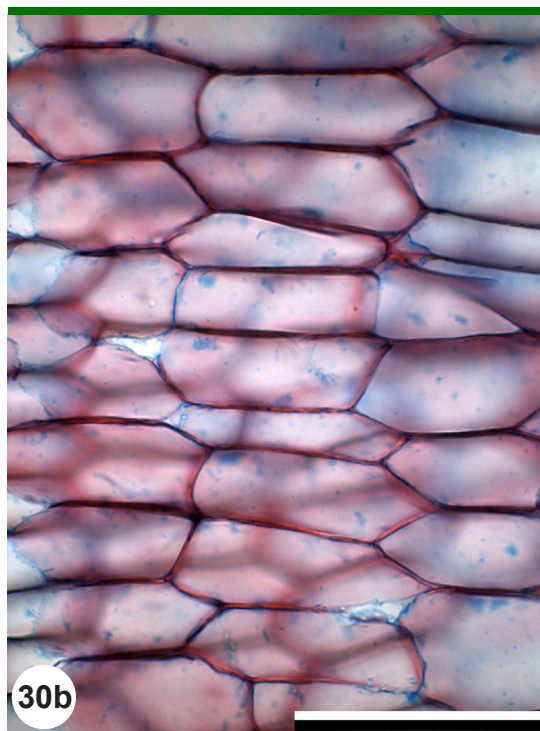


Fig. 30: Pith of *Populus nigra* (30a), *Populus alba* (30b), longitudinal sections.
Angular cell shape.
Scale: 200 μm (30a), 100 μm (30b).

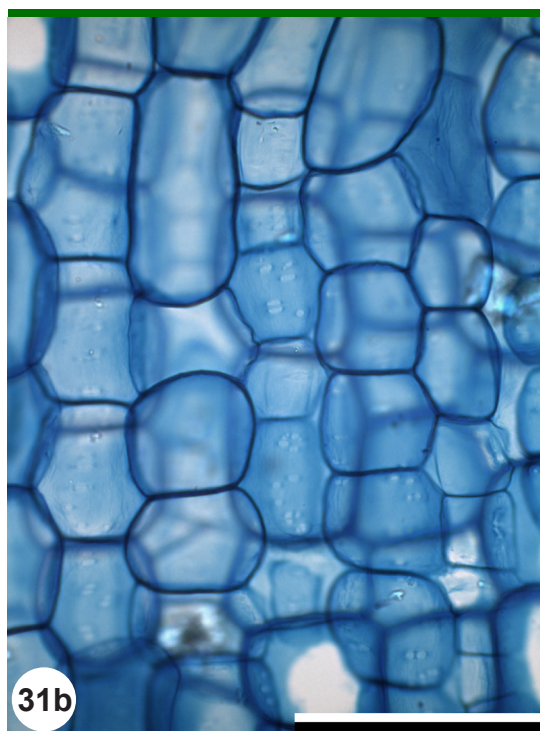
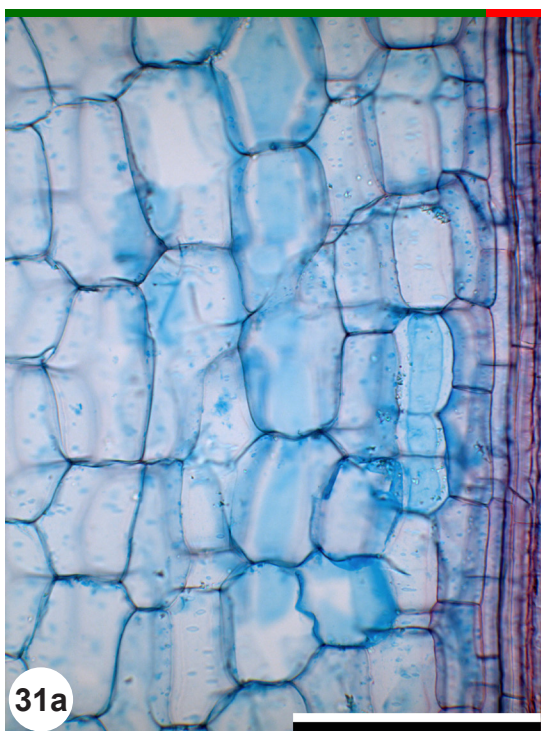


Fig. 31: Pith of *Sambucus nigra* (31a), *Hedera helix* (31b), longitudinal sections.
Cells with rounded corners.
Scale: 200 μm (31a), 100 μm (31b).

1.4.3 Size of parenchyma cells

In most piths cell diameters change from the centre to the periphery (figs. 15, 16). The reported cell diameters are determined as follows: on a photo showing the pith from the margin to the centre two straight lines are drawn (fig. 32) and the maximum diameters of all cells along the lines are measured. This is repeated for three specimens per species. In the species' description the maximum and minimum values are reported (peculiarities are measured and mentioned separately); e.g. in fig. 32 this is noted as „pith cells 30-100 μm in diameter (marginal cells may be radially stretched up to 180 μm)”.

In radial sections, the reported axial dimension of pith cells are also measured in three specimens per species.

The cell wall diameter is measured as double wall diameter from lumen to lumen (fig. 33). In transverse sections the axial cell walls are measured, in radial sections the transversal cell walls.

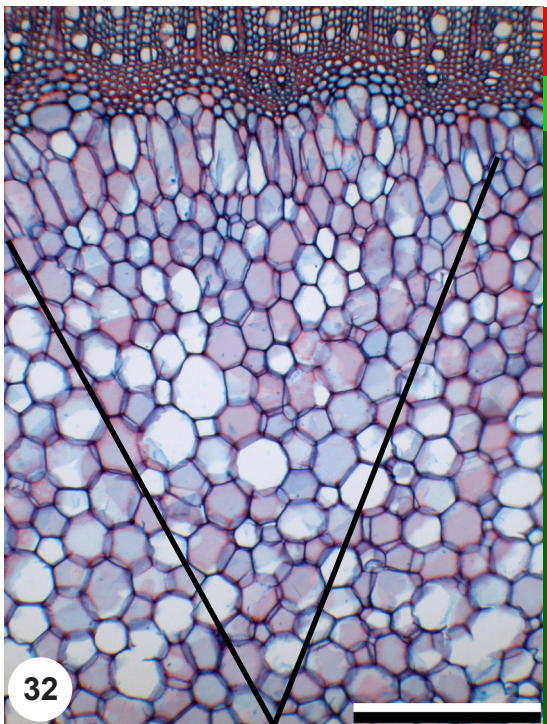


Fig. 32: Pith of *Acer platanoides*, transverse section. Along the two lines all cells are measured. Scale: 300 μm .

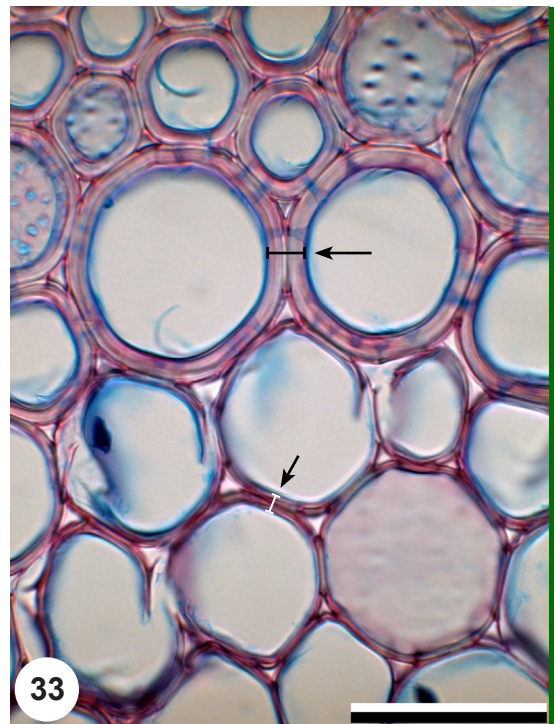


Fig. 33: Pith of *Clematis vitalba*, transverse section. The double wall diameter is measured from lumen to lumen. Scale: 50 μm .

1.4.4 Lignification of parenchyma cell walls

To see the lignification of cell walls, the specimens must be stained with both safranin and astrablue. Principally safranin stains lignified cell walls red, unlignified cell walls get stained blue from astrablue. A red stained pith means that all cell walls are lignified (fig. 34), red and blue cells mixed means that only some cells have lignified walls (fig. 35). We are aware that phenols also get stained red by safranin.

Pith cell lignification is not a robust species-specific feature. Therefore we did not respect it in the key.

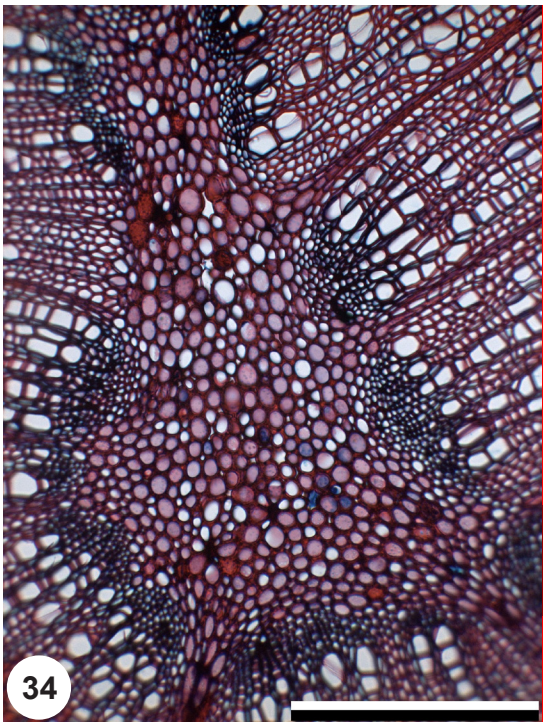


Fig. 34: Pith of *Betula pendula*, transverse section. All cell walls are lignified (stained red). Scale: 200 μm .

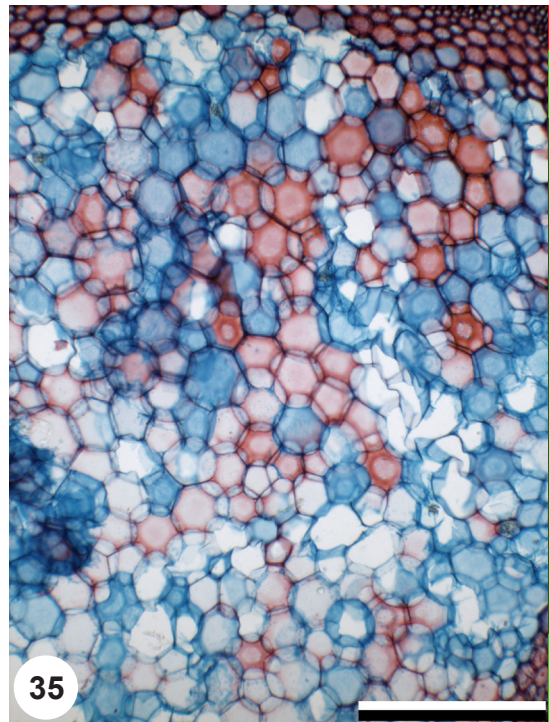


Fig. 35: Pith of *Cornus sanguinea*, transverse section. Cells with lignified (red) and with unligified (blue) walls are intermixed. Scale: 300 μm .

1.4.5 Pits in parenchyma cell walls

In all observed species the pit shape is round to oval. Pits in transversal cell walls are frequently round, in axial cell walls round to oval. The size of a pit is defined by its largest diameter.

In transverse sections some cells show the pits of the transversal walls (fig. 36). In radial sections the cells with pits usually are numerous (fig. 37). Some species show in radial sections many pits on the axial walls arranged in short horizontal lines (fig. 38).

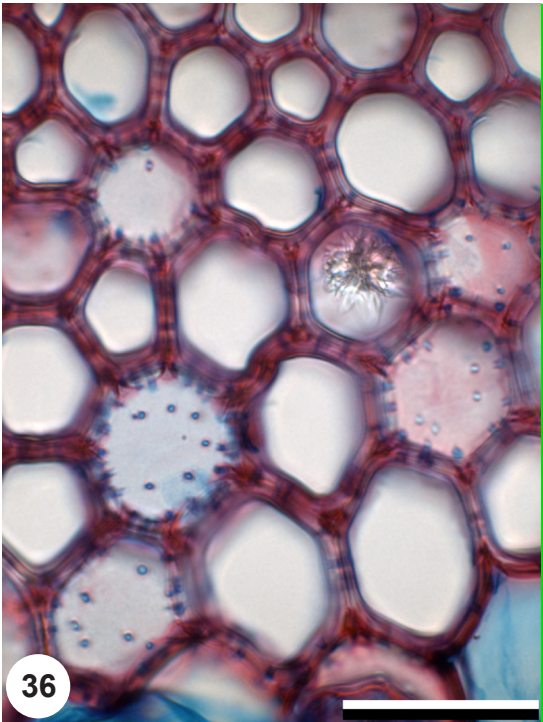


Fig. 36: Pith of *Lonicera periclymenum*, transverse section.
Pits in transversal cell walls.
Scale: 50 μm .

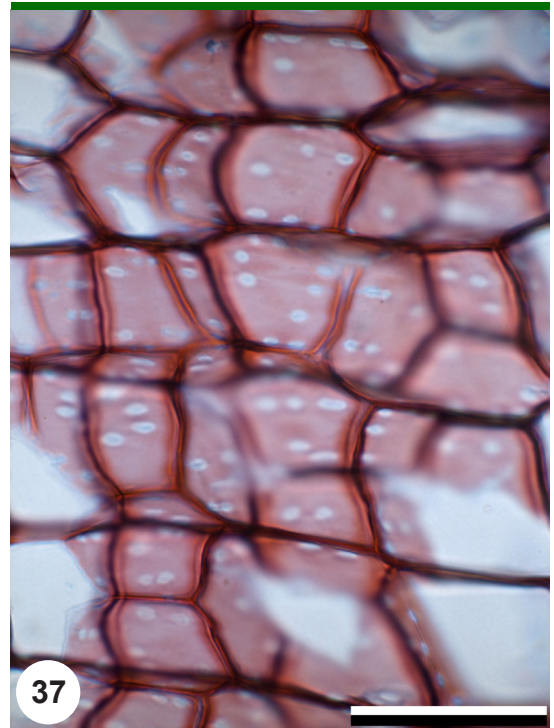


Fig. 37: Pith of *Corylus avellana*, longitudinal section.
Pits in axial cell walls.
Scale: 50 μm .

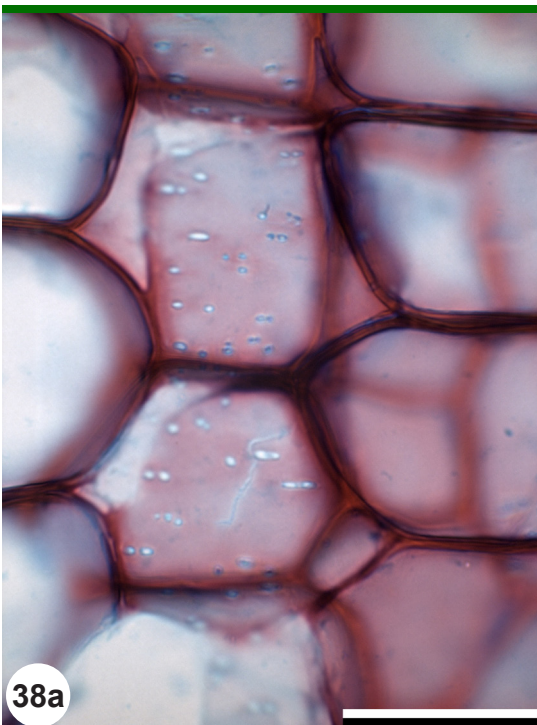
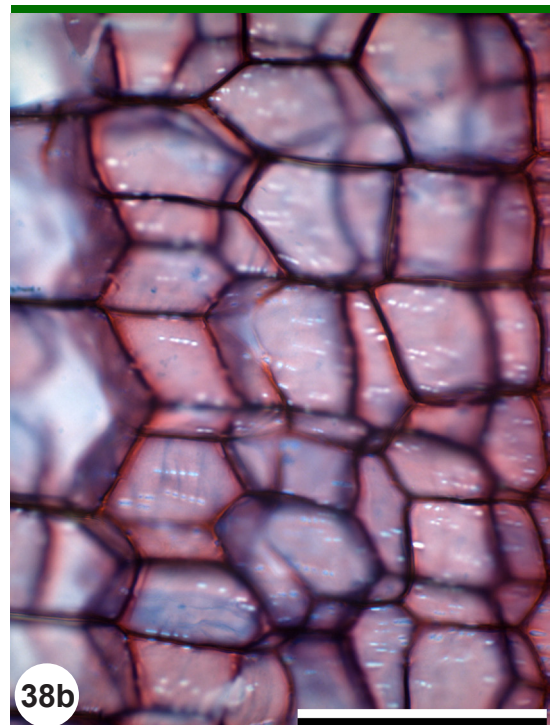


Fig. 38: Pith of *Viburnum opulus* (38a), *Salix caprea* (38b), longitudinal sections.
Pits arranged in short horizontal lines.
Scale: 50 μm (38a), 100 μm (38b).



1.5 Intercellulars

The size of intercellulars is observed in transverse sections. A small intercellular borders on three cells, a medium-sized intercellular on four, and a large intercellular on five or more cells (fig. 39). In some species intercellulars may be absent or very rare (fig. 40).

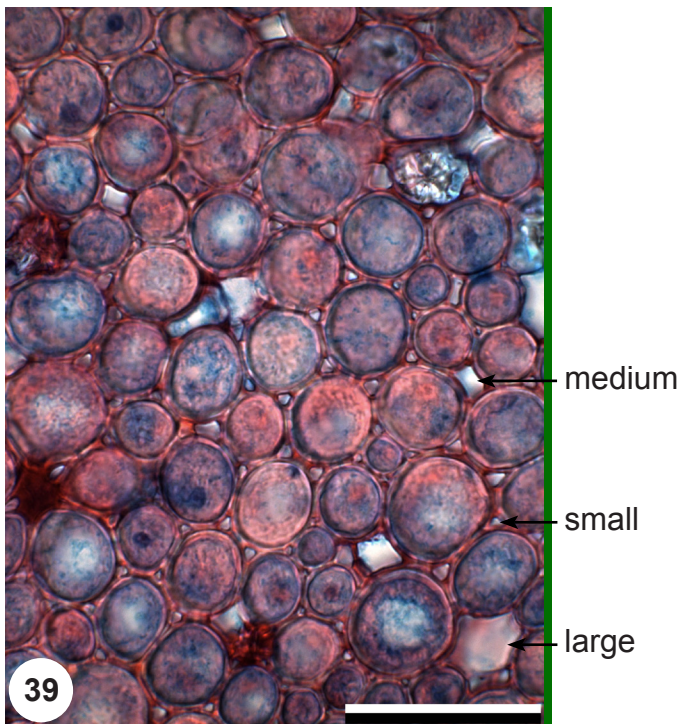


Fig. 39: Pith of *Betula pendula*, transverse section.
Pith with small, medium-sized and large intercellulars.
Scale: 50 μm .

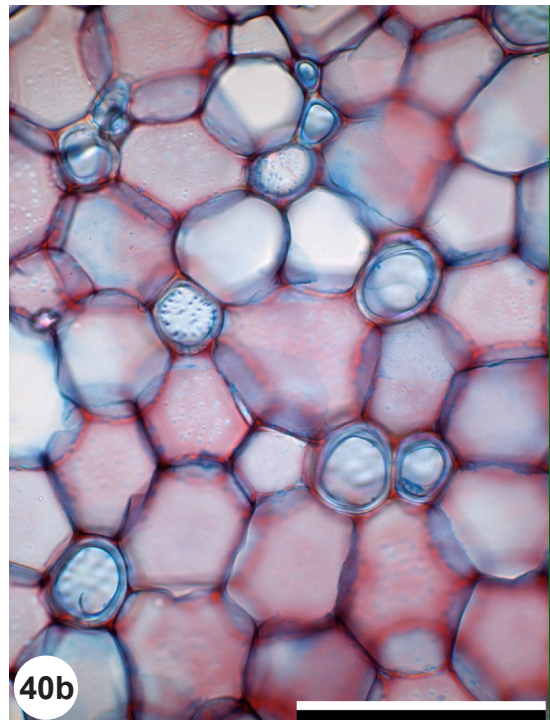
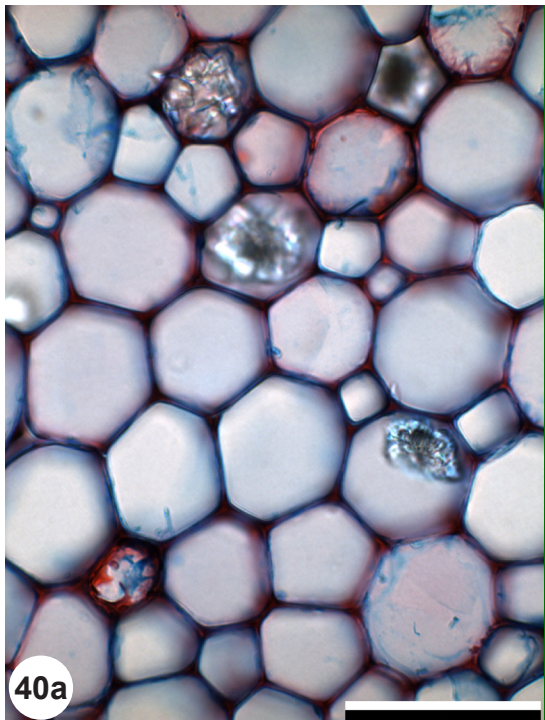


Fig. 40: Pith of *Prunus mahaleb* (40a), *Acer pseudoplatanus* (40b), transverse sections.
Pith without intercellulars.
Scale: 50 μm .

1.6 Pith in crossed polarized light

In crossed polarized light (xpl) pith cell walls appear dark (fig. 41) or light (fig. 42), crystals of all kinds glow (fig. 43).

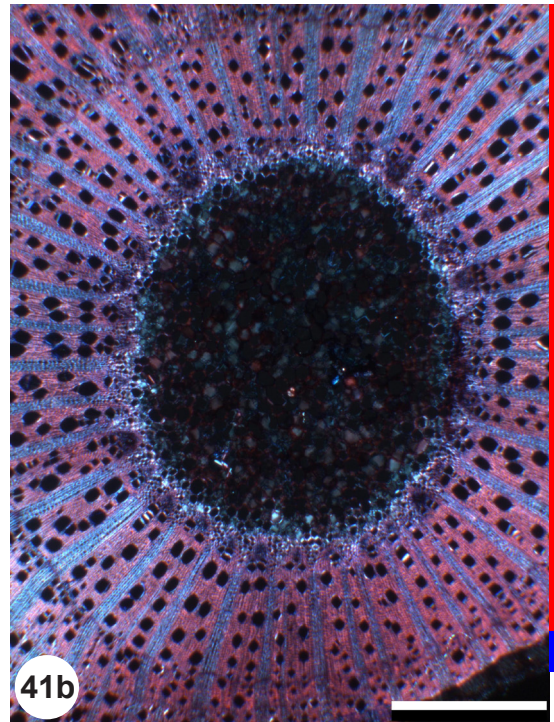
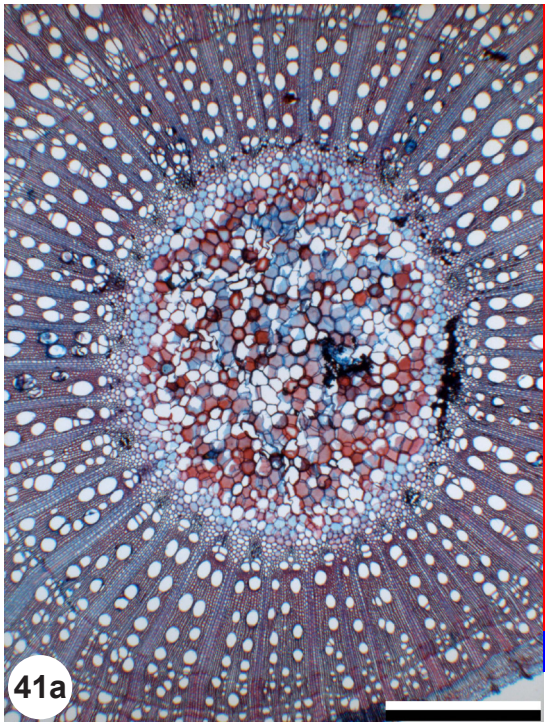
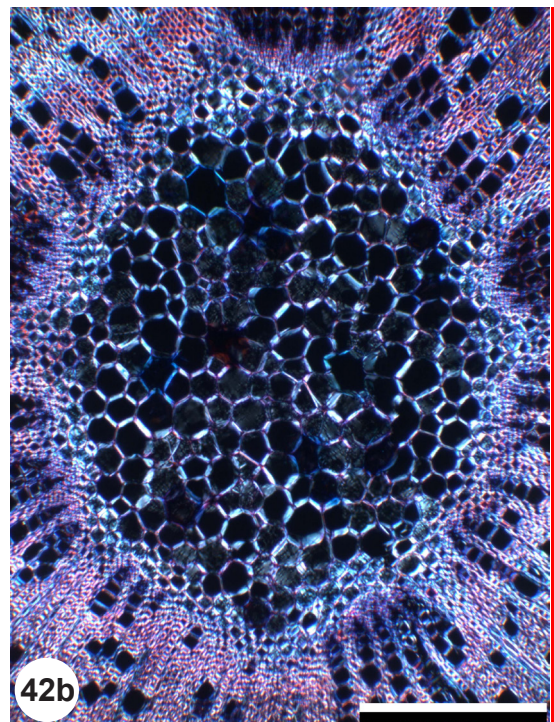
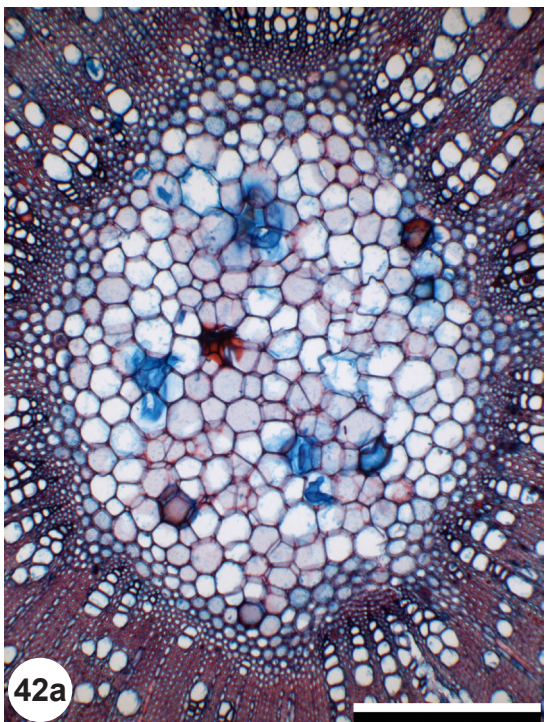


Fig. 41: Pith of *Vitis vinifera*, transverse section. 41b = 41a in xpl.
Pith cell walls dark in crossed polarized light (41b).
Scale: 1 mm.



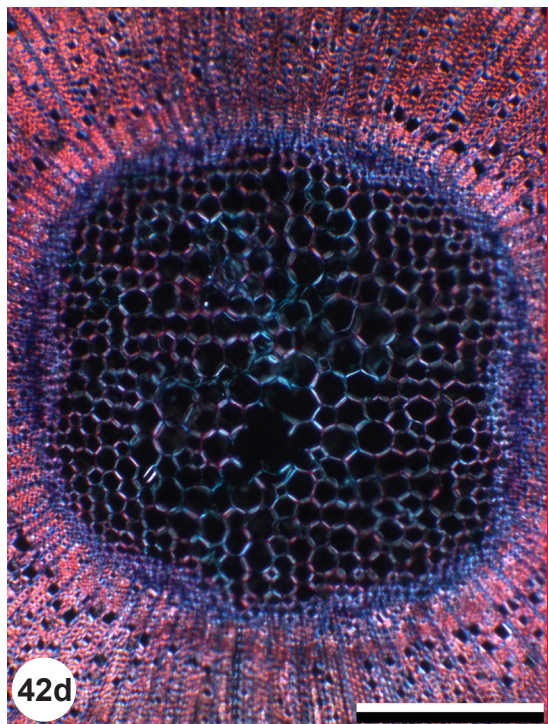
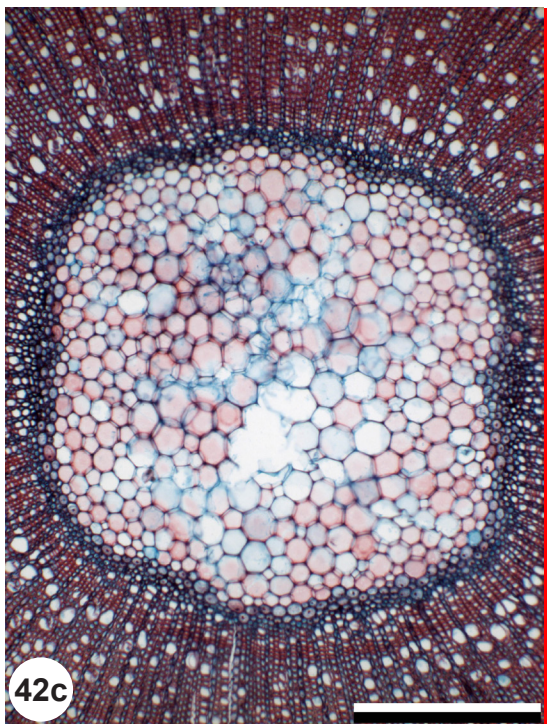


Fig. 42: Pith of *Ulmus carpinifolia* (42a, 42b), *Ligustrum vulgare* (42c, 42d), transverse sections. 42b = 42a in xpl, 42d = 42c in xpl.
Pith cell walls light in crossed polarized light (42b, 42d).
Scale: 300 μm .

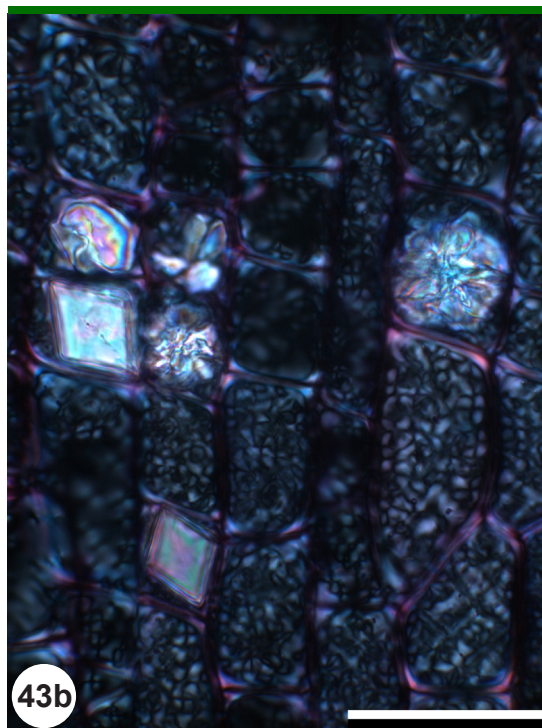
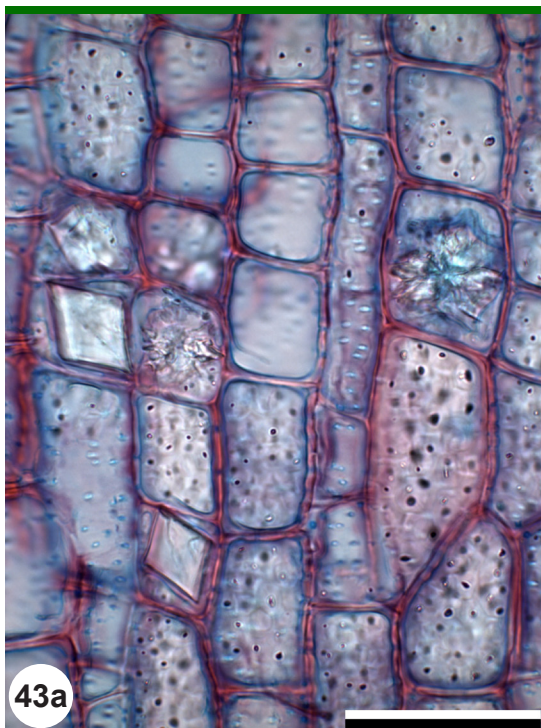


Fig. 43: Pith of *Fagus sylvatica*, longitudinal section. 43b = 43a in xpl.
Crystals glow in crossed polarized light (43b).
Scale: 50 μm .

2 Primary xylem features

The primary xylem is defined as the first built vascular tissue. It consists of protoxylem, metaxylem and parenchyma and is found between pith (respectively medullary sheath, if present) and secondary xylem (fig. 44).

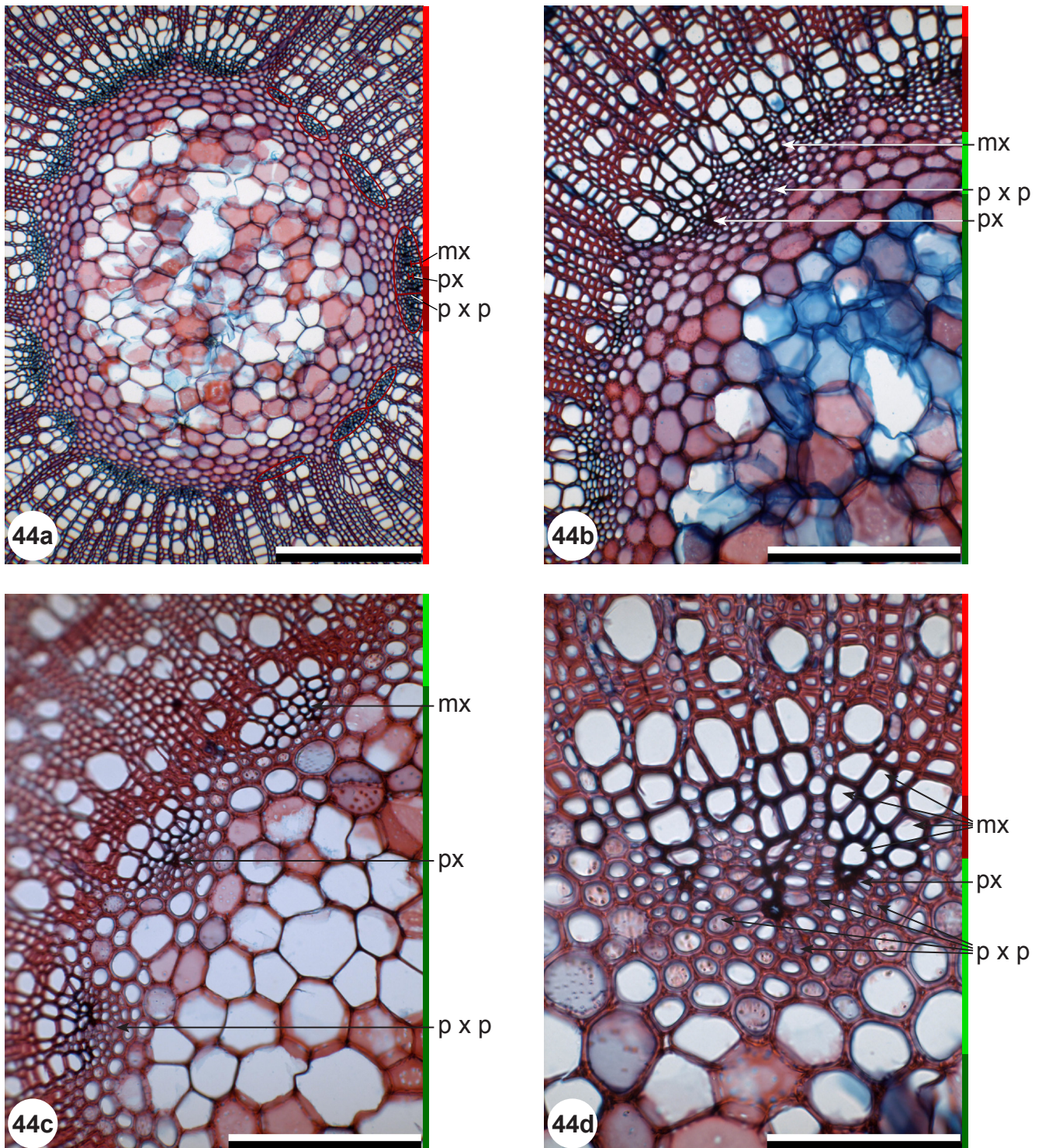


Fig. 44: Pith, primary and secondary xylem of *Corylus avellana* (44a, 44b), *Prunus spinosa* (44c, 44d), transverse sections.

Around the pith tissues of the primary xylem occur: primary xylem parenchyma (p x p), protoxylem (px) and metaxylem (mx), exemplified in the indicated structures. Some tissues of primary xylem are indicated exemplarily by dark red ovals (44a).

Scale: 300 μ m (44a), 200 μ m (44b, 44c), 100 μ m (44d).

2.1 Primary xylem cell composition

2.1.1 Protoxylem tracheary elements

The very first formed vascular elements are called protoxylem. They are surrounded by primary xylem parenchyma and are active only while the twig is elongating. Already in the one-year-old twig the protoxylem tracheary elements are torn by the twig's axial growth and are mostly crushed (fig. 45), resulting in dark spots in transverse sections (fig. 46).

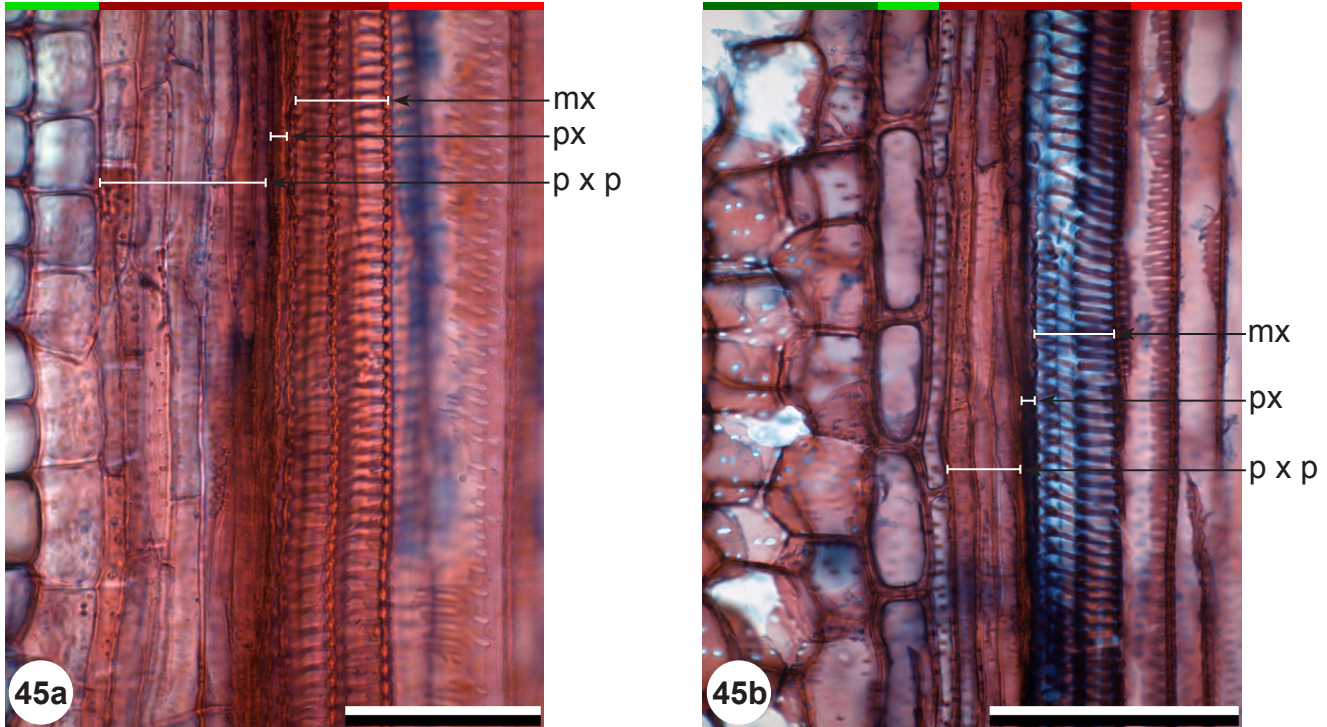


Fig. 45: Primary xylem of *Corylus avellana* (45a), *Prunus spinosa* (45b), longitudinal sections. The primary xylem tissues: primary xylem parenchyma (p x p), protoxylem (px) and metaxylem (mx). The protoxylem tissue is crushed. Scale: 100 μ m.

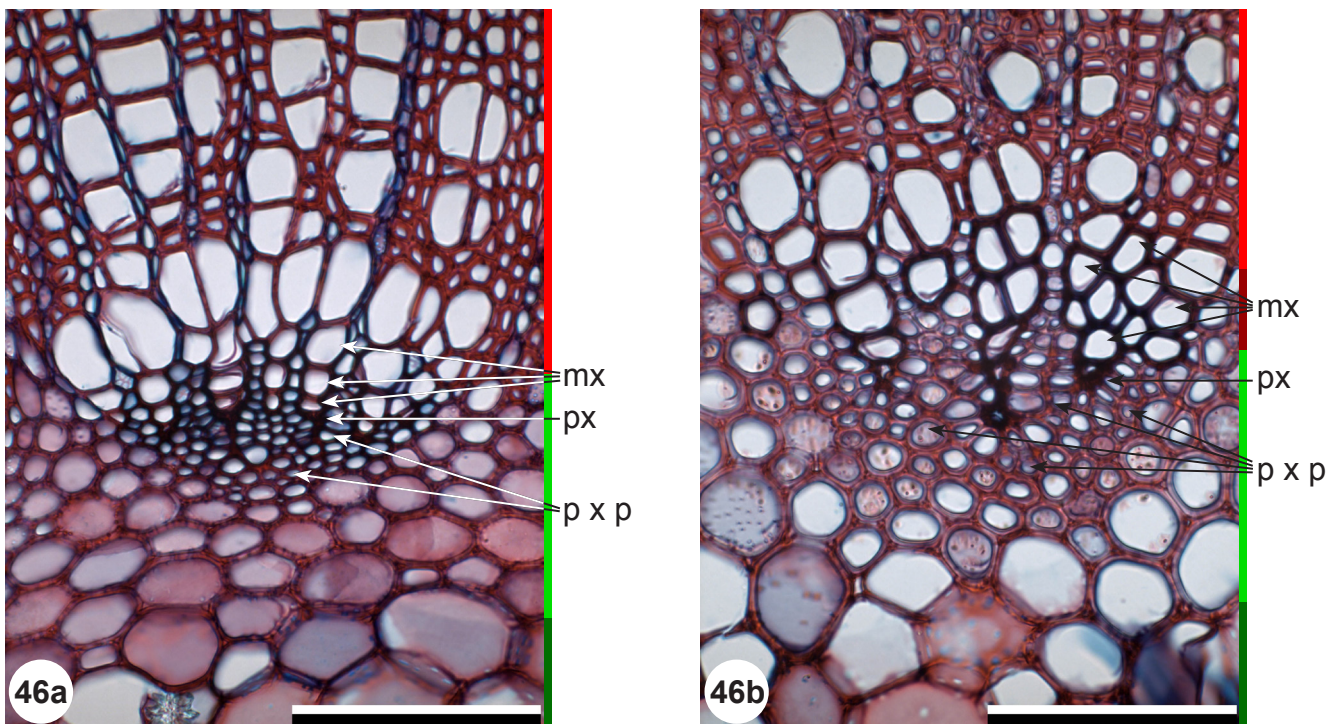


Fig. 46: Primary xylem of *Corylus avellana* (46a), *Prunus spinosa* (46b), transverse sections. The primary xylem tissues: primary xylem parenchyma (p x p), protoxylem (px) and metaxylem (mx). Protoxylem is visible as dark spots (crushed tissue). Scale: 100 μ m.

2.1.2 Metaxylem tracheary elements

Metaxylem tracheary elements are built around the time the axial growth of the twig is finished. They are found adjacent to the protoxylem, in radial direction on the outside (fig. 45, 46). Metaxylem tracheary elements show nonspecific narrow helical thickenings (fig. 45), therefore in transverse sections their cell walls are slightly thicker than those of the adjacent secondary xylem. In transverse sections metaxylem tissue can mostly be recognized by its darker colour, due to the thicker cell walls (fig. 46).

Metaxylem tracheary elements may be arranged in radial seriation (fig. 47) or irregularly, i.e. solitarily and in small groups (fig. 48).

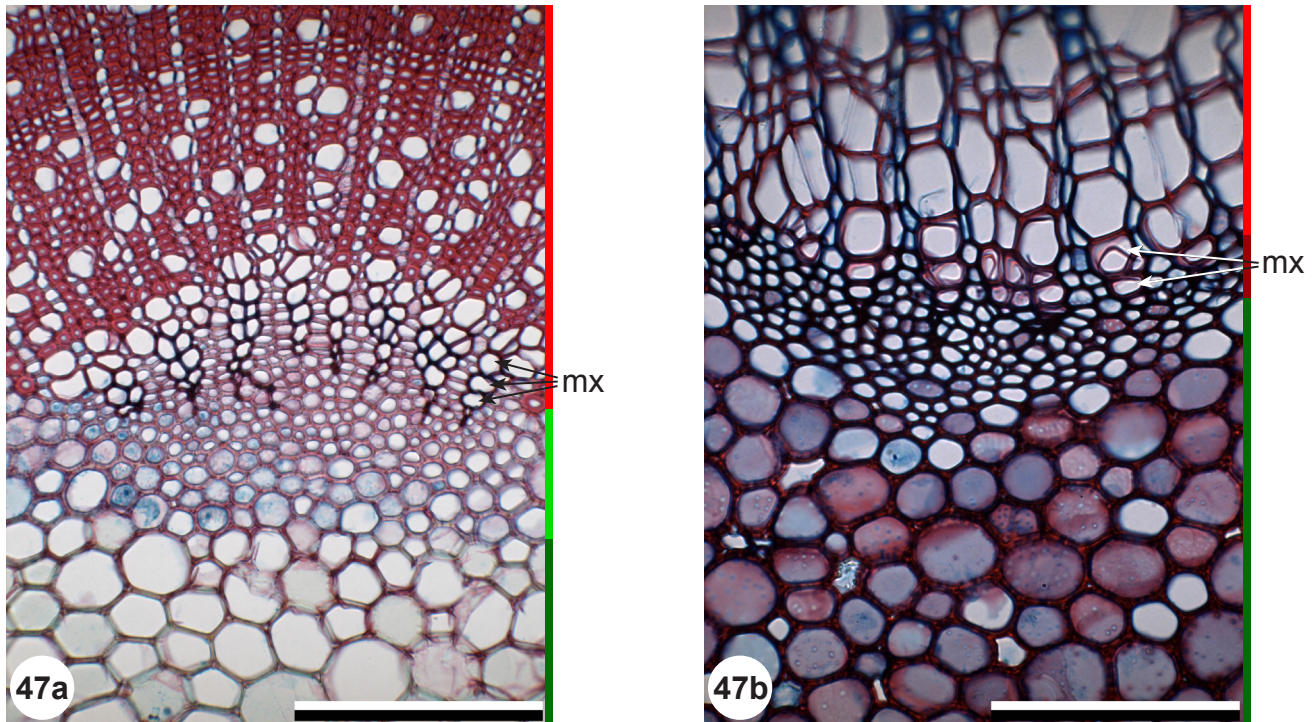


Fig. 47: Primary xylem of *Lonicera xylosteum* (47a), *Alnus glutinosa* (47b), transverse sections. Metaxylem tracheary elements (mx, dark vessels) arranged in radial seriation. Metaxylem with helical thickenings (47b). Scale: 200 μm (47a), 100 μm (47b).

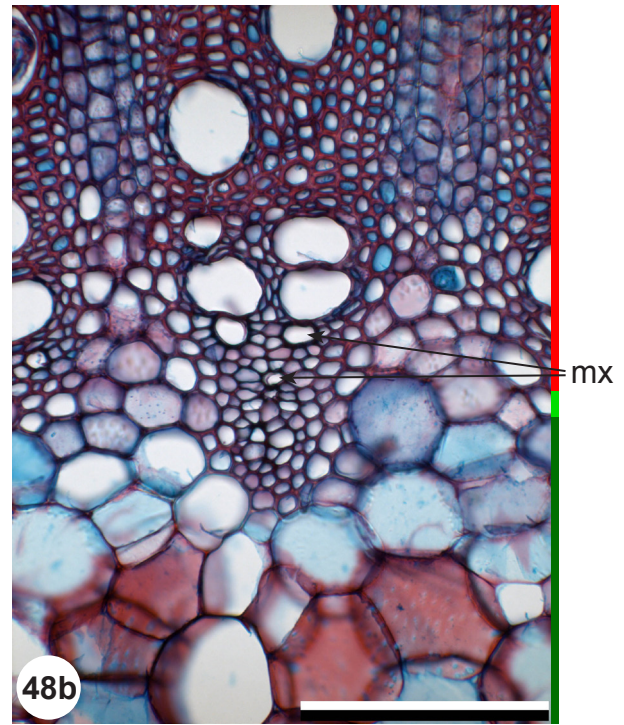
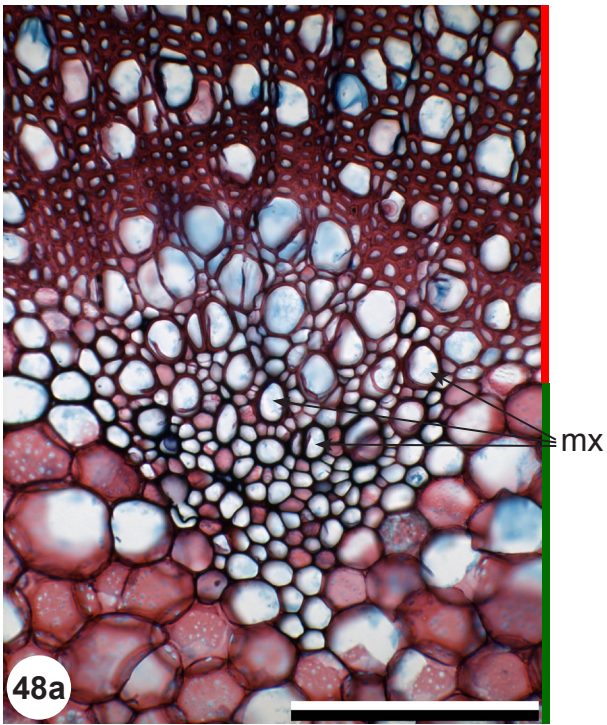


Fig. 48: Primary xylem of *Sambucus racemosa* (48a), *Vitis vinifera* (48b), transverse sections. Metaxylem tracheary elements (mx) arranged solitarily. Scale: 200 μm .

2.1.3 Primary xylem parenchyma

Primary xylem parenchyma cells are small axially elongated cells surrounding the proto- and the metaxylem tracheary elements (fig. 49). Their cell shape in transverse sections is round to oval or angular, their cell size is smaller than that of the pith cells and about the same as that of the wood fibres of the secondary xylem.

Some species show primary xylem parenchyma with sclerotized cell walls (fig. 50).

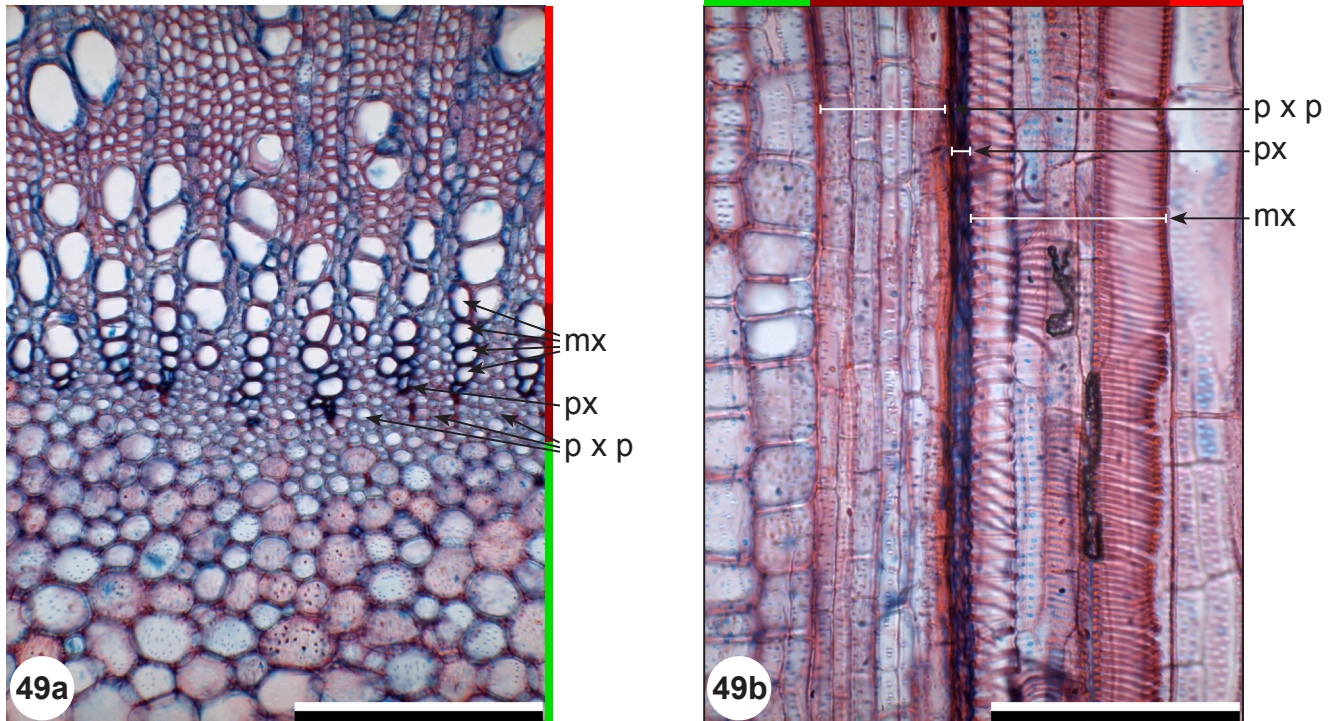


Fig. 49: Primary xylem of *Fraxinus excelsior*, transverse section (49a), longitudinal section (49b).

Primary xylem parenchyma cells (p x p) surround protoxylem (px) and metaxylem (mx) (49a), parenchyma cells are axially elongated (49b). The size of the primary xylem parenchyma cells is approximately equal to the size of the secondary xylem wood fibres.

Scale: 200 μ m.

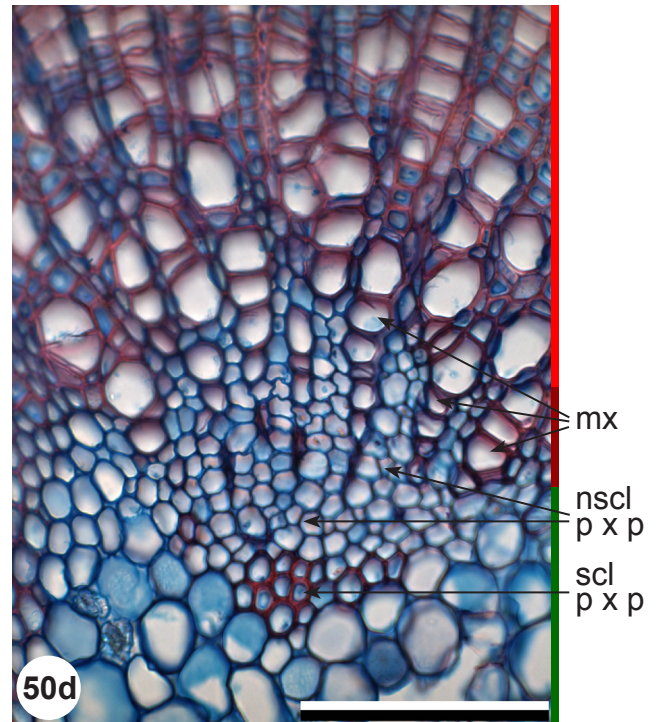
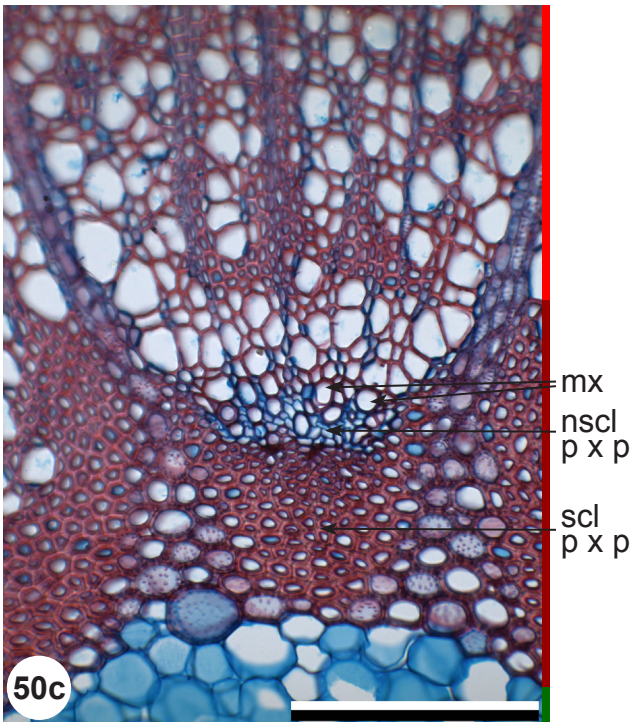
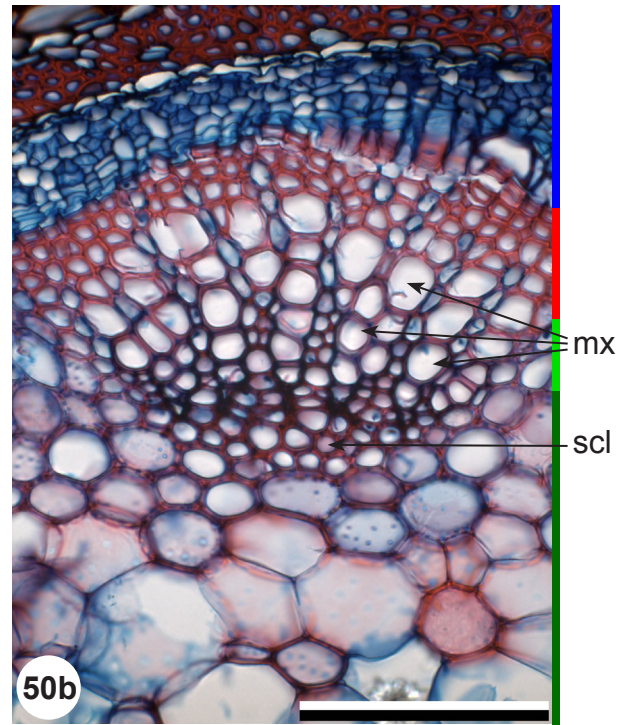
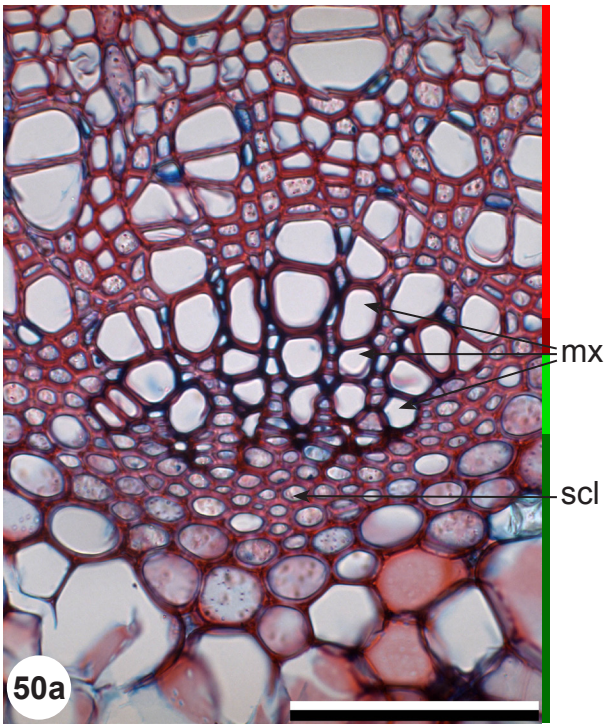


Fig. 50: Primary xylem of *Acer pseudoplatanus* (50a), *Rosa canina* (50b), *Hedera helix* (50c), *Populus tremula* (50d), transverse sections.

All (50a, b) or some (50c, d) cell walls of the primary xylem parenchyma are sclerotized (scl p x p). Metaxylem mx, non sclerotized primary xylem parenchyma nscl p x p.

Scale: 100 μ m (50a, 50b, 50d), 200 μ m (50c).

2.2 Primary xylem cell arrangement

The primary xylem tissue may be arranged as vascular bundles or as a hollow cylinder around the pith. When vascular bundles are present, then between the vascular bundles the pith (respectively the medullary sheath, if present) and the secondary xylem wood fibres are in direct contact (fig. 51). When a hollow cylinder is present, then primary xylem tissue is found all around the pith and there is no direct contact of pith/medullary sheath and secondary xylem wood fibres (fig. 52). There are transitions between a vascular bundles structure and a hollow cylinder structure (fig. 53).

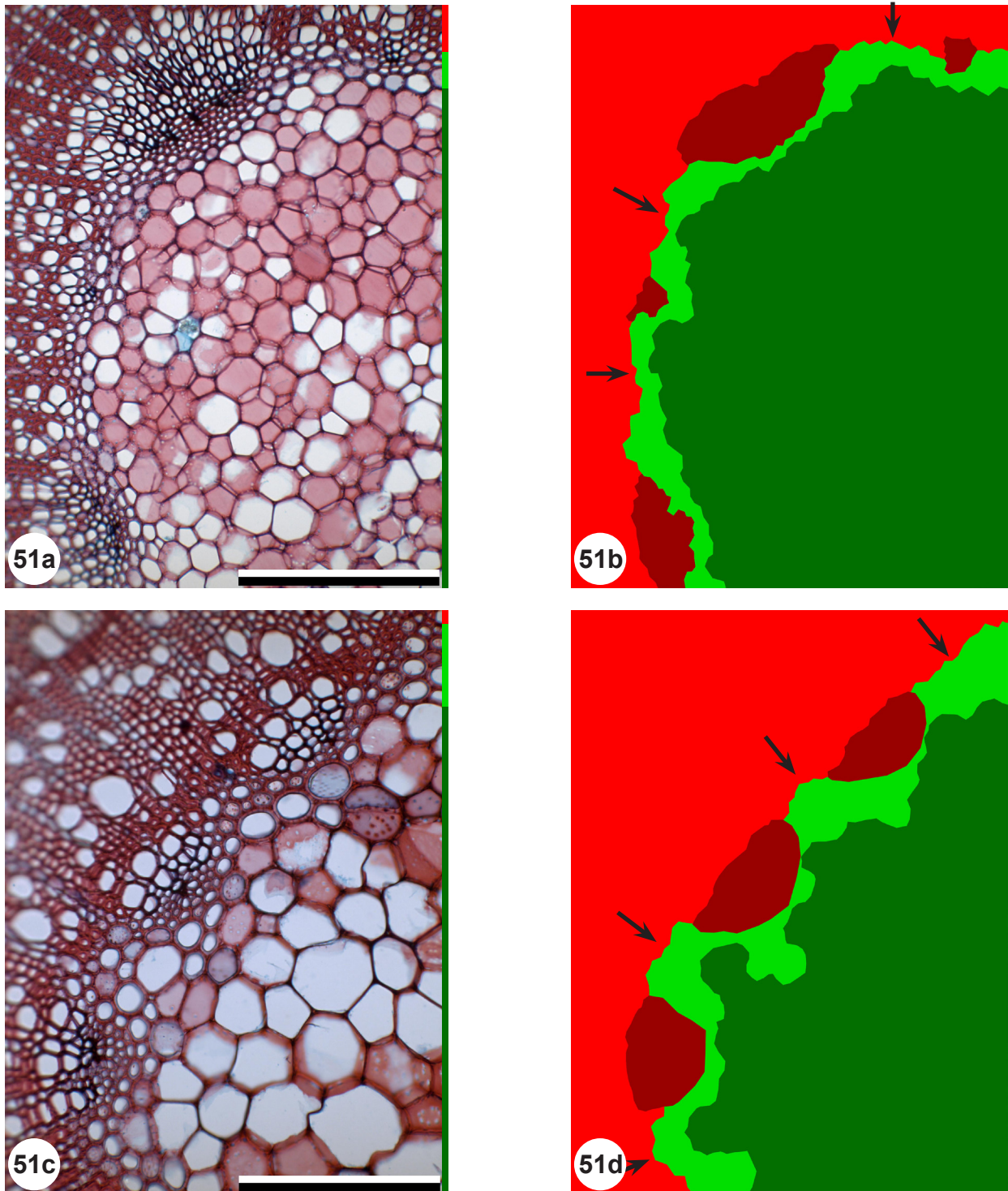
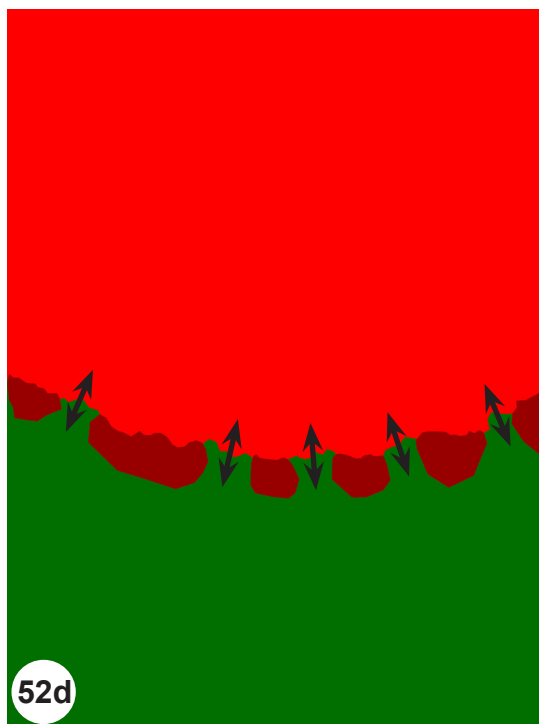
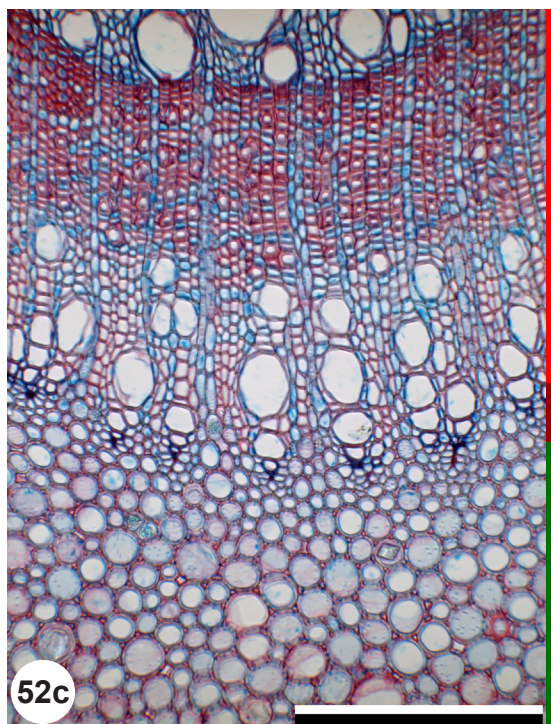
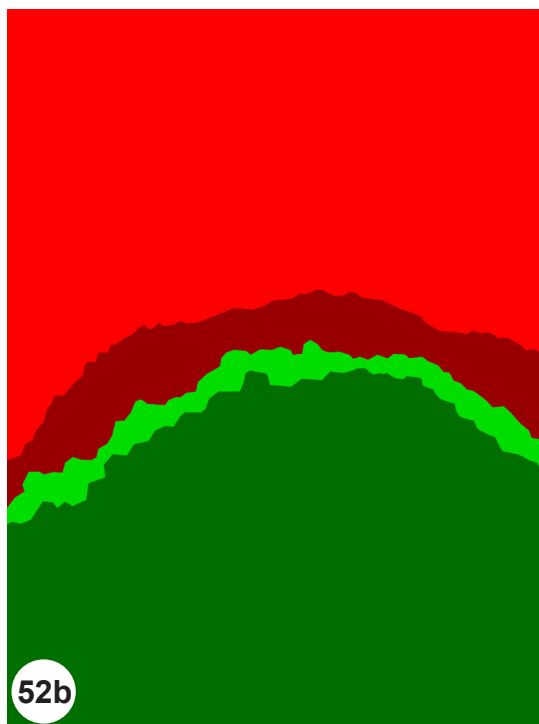
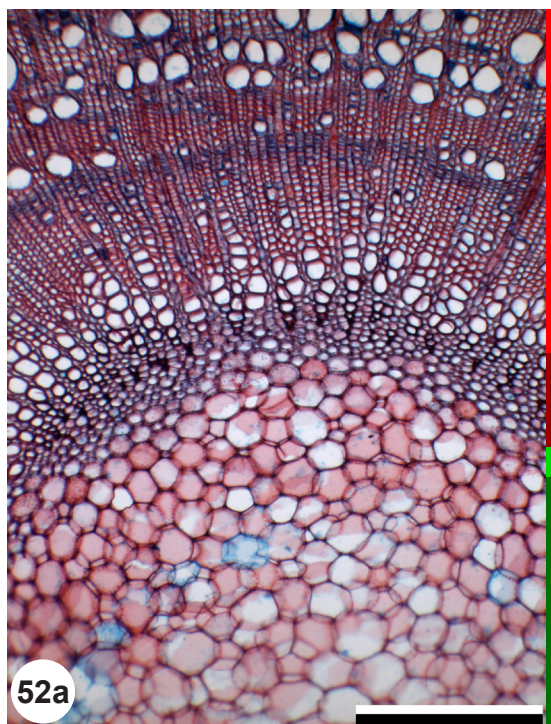


Fig. 51: Primary xylem of *Lonicera nigra* (51a), *Prunus spinosa* (51c), transverse sections. The drawings to the right show the different tissues of the photos to the left. Primary xylem tissue arranged as vascular bundles (dark red in the drawings). Between the vascular bundles, medullary sheath (clear green) and secondary xylem (clear red) are in direct contact (arrows). Scale: 200 μm .



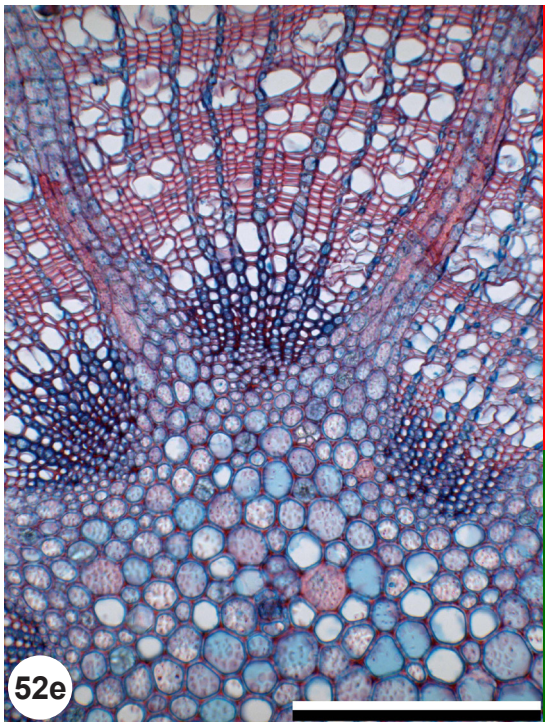


Fig. 52: Primary xylem of *Fraxinus excelsior* (52a), *Quercus robur* (52c), *Fagus sylvatica* (52e), transverse sections. The drawings to the right show the different tissues of the photos to the left. Primary xylem tissue arranged as a hollow cylinder. Between the pith/medullary sheath and the secondary xylem lies primary xylem tissue, only interrupted by rays (double-arrows). Secondary xylem wood fibres and pith/medullary sheath do not have direct contact. Scale: 300 μ m (52a), 200 μ m (52c, 52e).

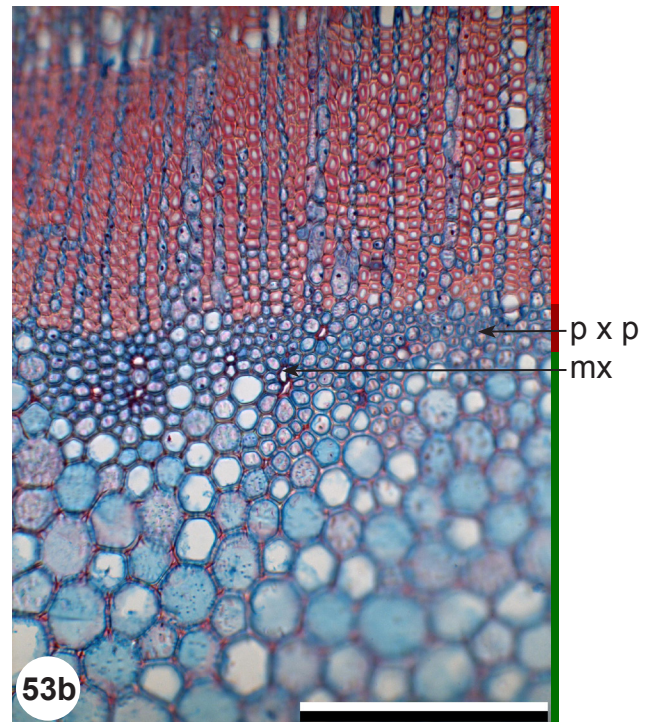
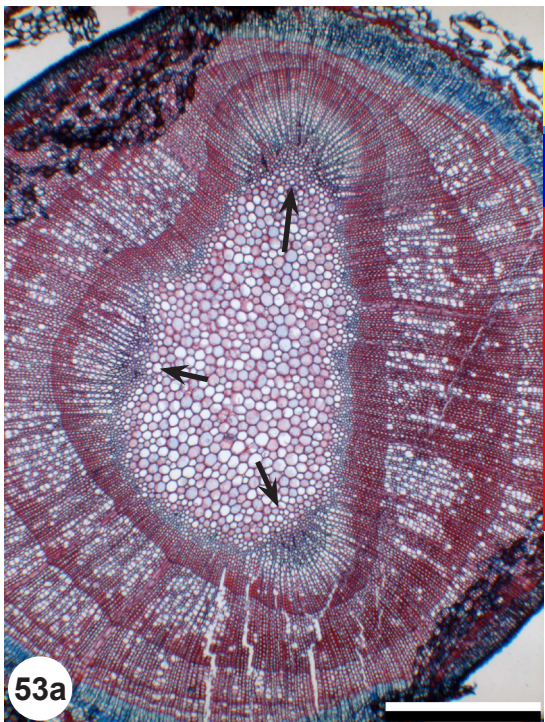


Fig. 53: Primary xylem of *Ilex aquifolium*, transverse sections. Three large vascular bundle like structures (53a, arrows), between them the pith is surrounded by primary xylem parenchyma (p x p) with few proto- and metaxylem cells (53b, mx). Scale: 0.5 mm (53a), 200 μ m (53b).

3 Secondary xylem features (first annual ring)

The main focus here is on the first annual ring adjacent to the pith. Some of the species-specific features of adult secondary xylem are also found in juvenile secondary xylem, e.g. helical thickenings, intervessel pits, and the distribution of axial parenchyma. Other features may not yet be developed species-specifically in the first annual ring, e.g. porosity, vessel size, ray width and height. Some species show special features in the first annual ring, e.g. vessel arrangement or fibre wall thickness, which do not occur in later rings.

Only features of the first annual ring differing from the adult pattern are mentioned in the species descriptions.

3.1 Vessels

3.1.1 Porosity

Some species with ring-porous wood may not show ring porosity in the first annual ring (fig. 54).

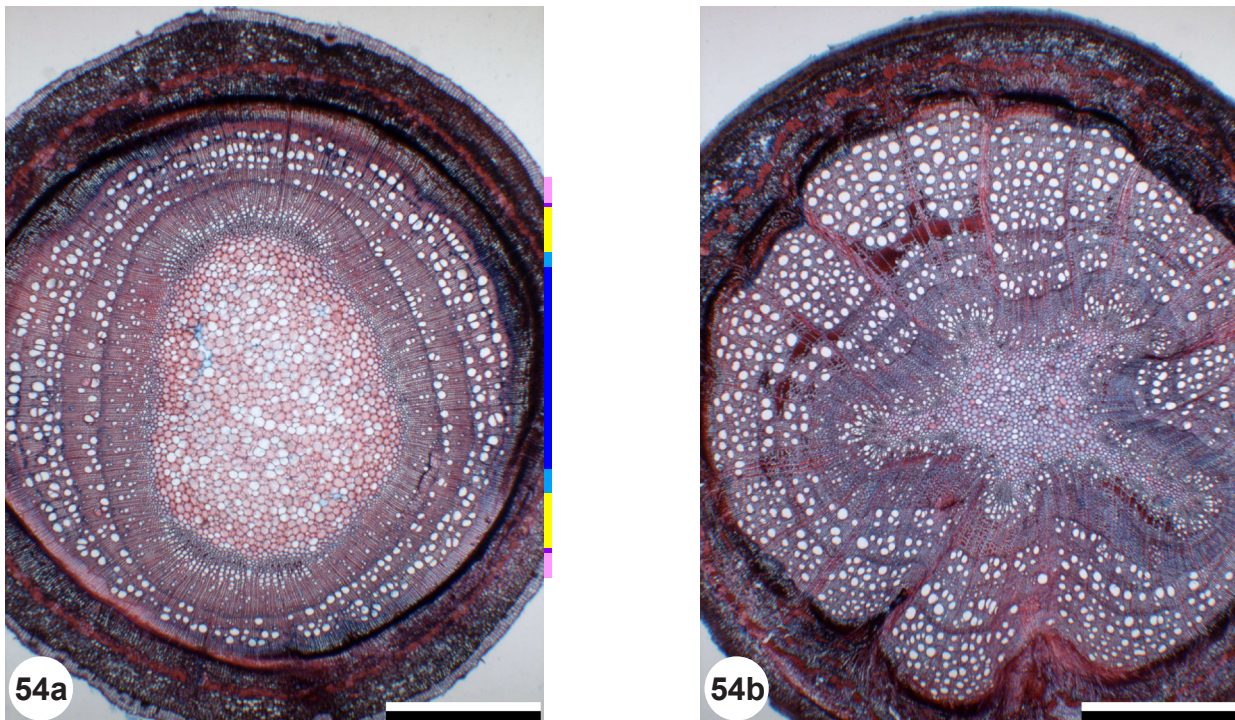


Fig. 54: Twig of *Fraxinus excelsior* (54a), *Quercus petraea* (54b), transverse sections. The first tree ring does not show the large vessels which form the beginnings of all consecutive tree rings. Scale: 1 mm.

3.1.2 Vessel size

The vessels in the first annual ring may be smaller and more or less numerous than in later rings (fig. 55). This is not a species-specific feature, but is related to growth factors and species variability.

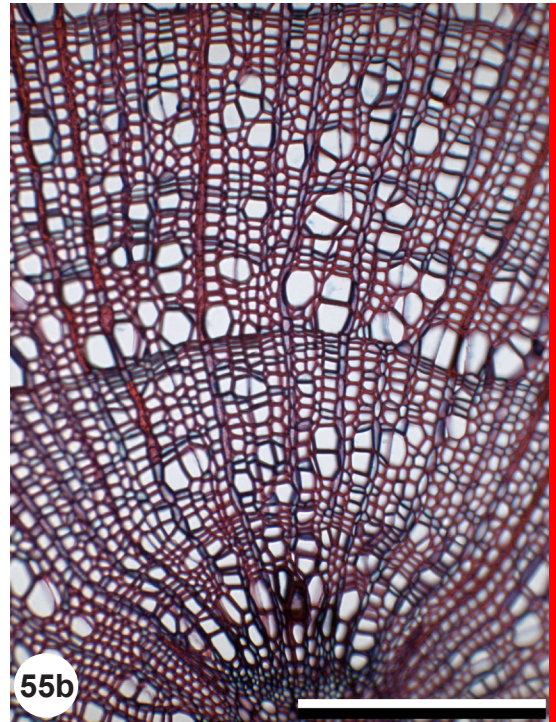
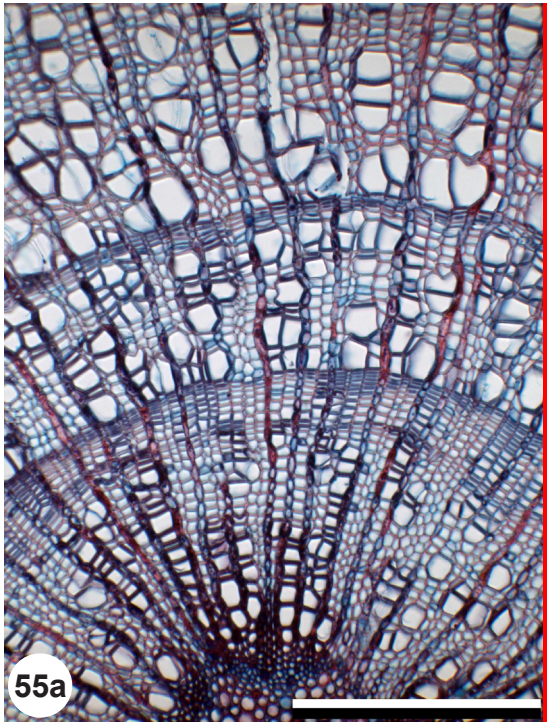


Fig. 55: Secondary xylem of *Betula pendula* (55a, 55b), transverse sections.

The vessels in the first annual ring are smaller and less numerous than in the consecutive rings (55a), in another specimen of the same species there are no differences in vessel size and number between the first annual rings (55b).

Scale: 200 μm .

3.1.3 Vessel arrangement

Metaxylem tracheary elements may be arranged in radial seriation (see 2.1.2 and fig. 47). These radial rows of metaxylem tracheary elements may be continued in a number of secondary xylem vessels at the basis of the first tree ring (fig. 56).

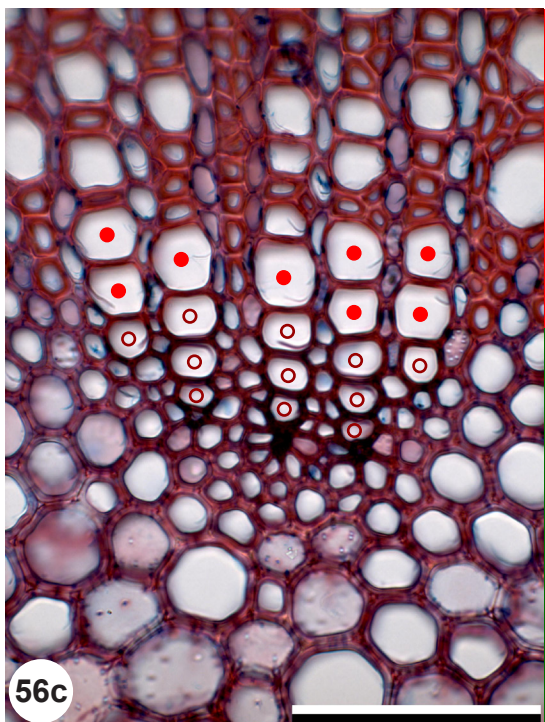
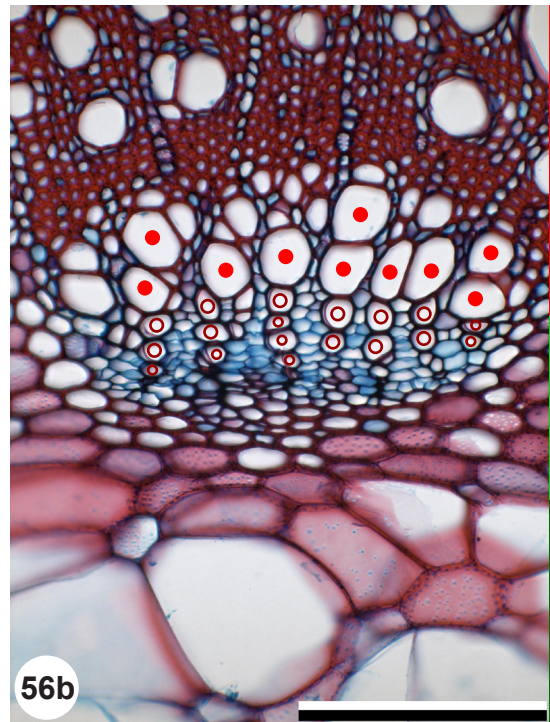
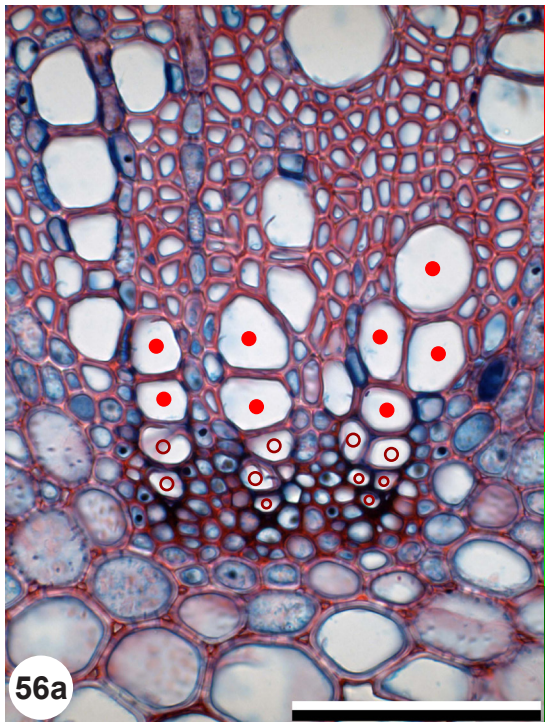


Fig. 56: Vascular bundles of *Ulmus carpinifolia* (56a), *Rubus fruticosus* (56b), *Lonicera periclymenum* (56c), transverse sections.

Radial rows of primary xylem vessels (metaxylem, red circles) are continued by secondary xylem vessels (light red dots).

Scale: 100 μm (56a, 56c), 200 μm (56b).

3.2 Fibres

3.2.1 Fibre wall thickness

The first formed fibres of the first annual ring may have thickened cell walls (fig. 57).

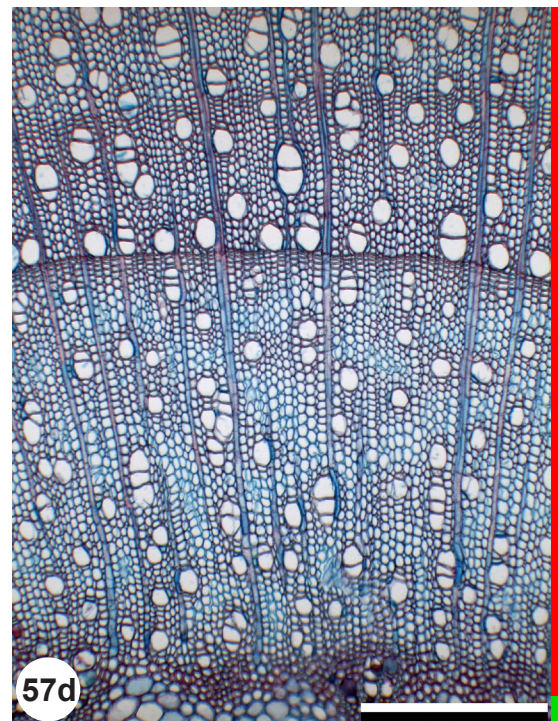
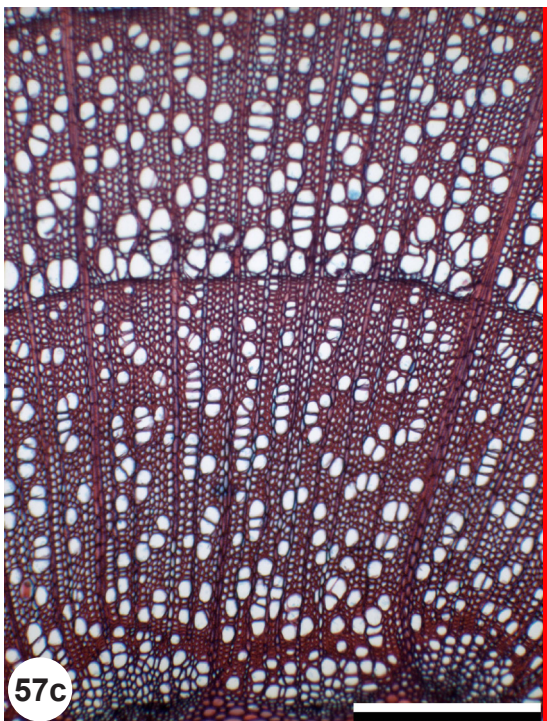
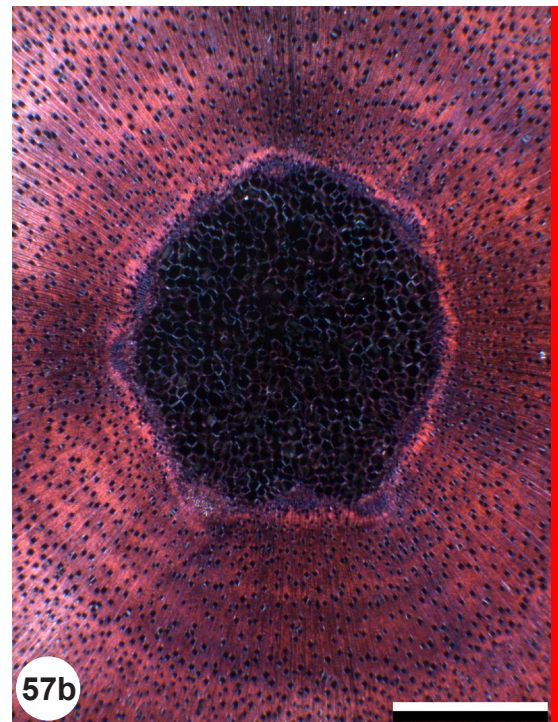
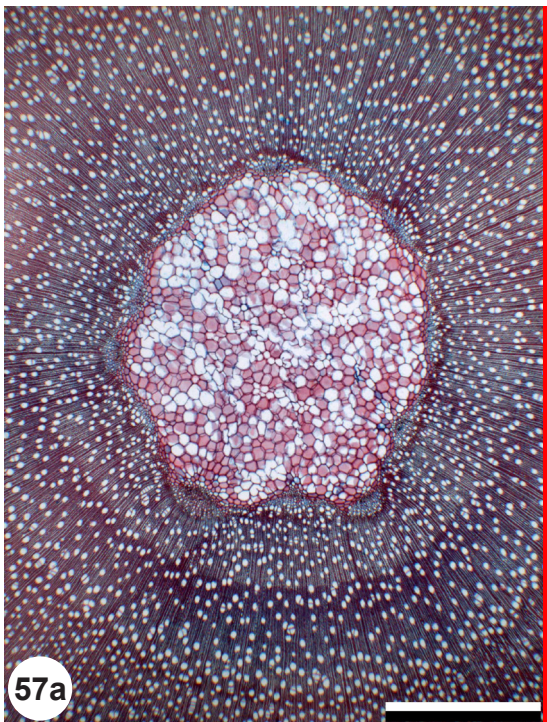


Fig. 57: Secondary xylem of *Salix purpurea* (57a, 57b), *Prunus padus* (57c), *Acer platanoides* (57d), transverse sections. 57b = 57a in xpl.

Fibres with thickened cell walls at the basis of the first annual ring. These fibres glow in crossed polarized light (57b).

Scale: 1mm (57a, 57b), 300 μ m (57c, 57d).

3.3 Rays

3.3.1 Ray width and height

In the first annual rings the rays often do not yet have their adult size (fig. 58). Many uniseriate rays occur, and often the rays are composed of rows of axially elongated cells and rows of radially elongated cells, so that it is difficult to differentiate between body ray cells and marginal ray cells.

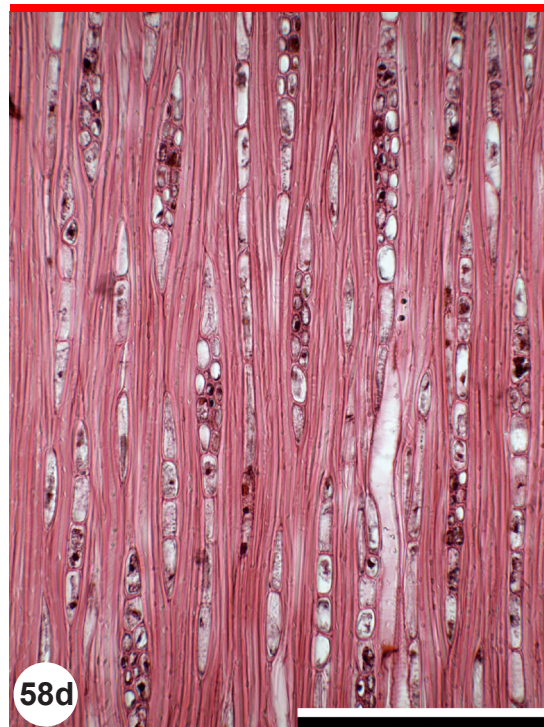
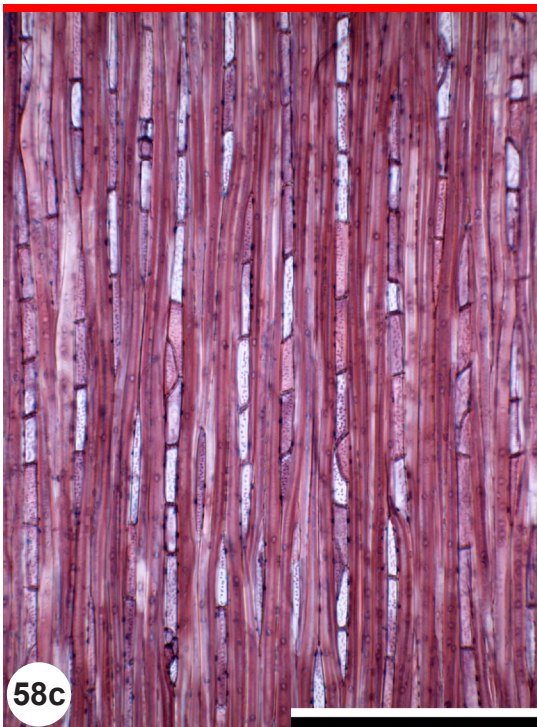


Fig. 58: Secondary xylem of *Ulmus glabra* (58a, 58b), *Lonicera nigra* (58c, 58d), tangential sections. Tangential sections through a one-year-old twig (58a), a four-year-old twig (58c), and adult secondary xylem (58b, 58d). In juvenile wood the rays are smaller than in adult wood. Scale: 300 μ m (58a, 58b), 200 μ m (58c, 58d).

4 Bark features

The descriptions refer to two to five year old twigs. “Bark” denotes all tissues outside the vascular cambium. The bark comprises, from inside out, the phloem (most tissue is secondary phloem, primary phloem tissue is optionally present), the cortex, the periderm (differentiated in phelloderm and phellem), and the epidermis with cuticula (fig. 59).

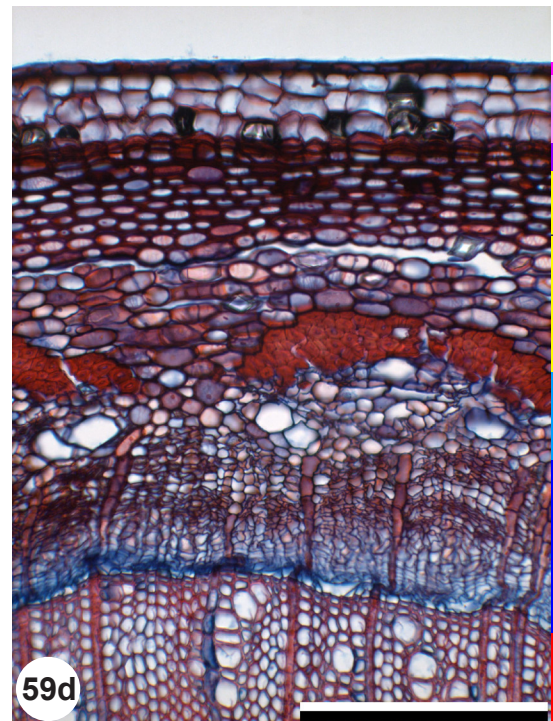
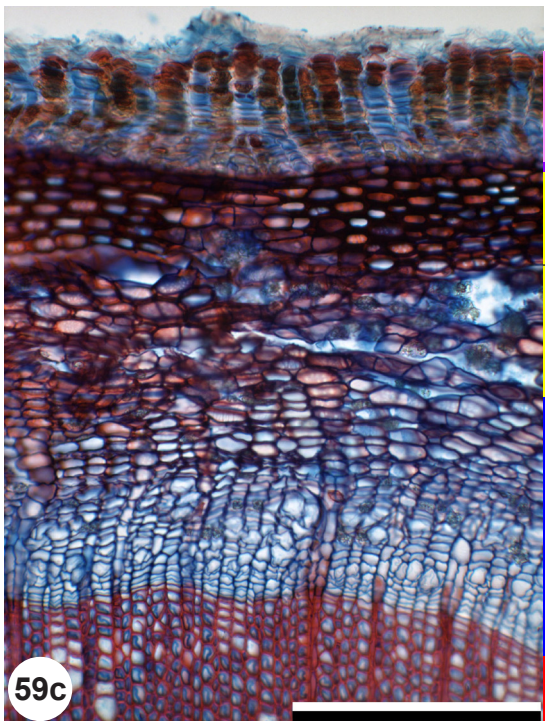
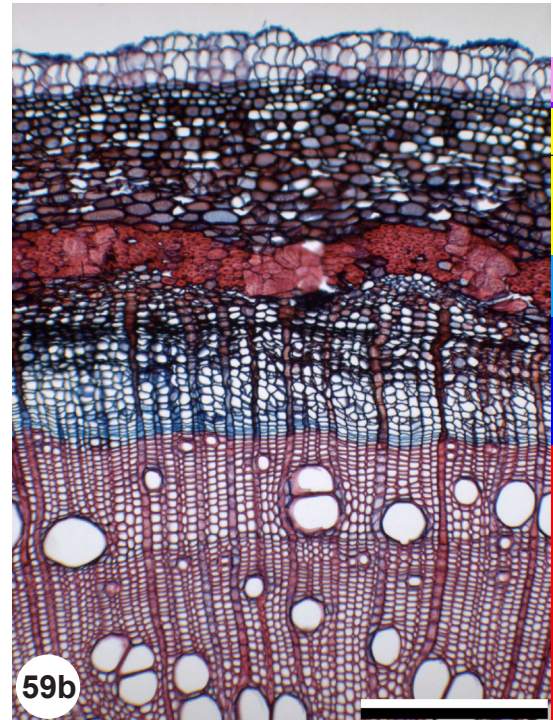
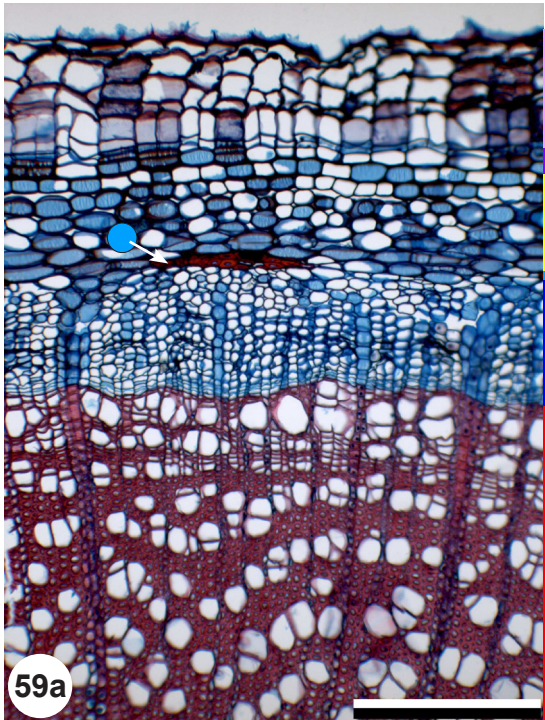


Fig. 59: Bark of *Sambucus nigra* (59a), *Fraxinus excelsior* (59b), *Frangula alnus* (59c), *Acer platanoides* (59d), transverse sections.

The bark comprises the phloem (blue bar, dark blue: secondary phloem, light blue: primary phloem), the cortex (yellow), the periderm (violet: phellem, rose: phelloderm) and the epidermis with cuticula (pink).

Scale: 300 μ m (59a, 59b), 200 μ m (59c, 59d).

4.1 Phloem

4.1.1 Structure of phloem

The phloem is a secondary tissue originating from the cambium, a meristematic cell layer between phloem and xylem. Therefore the youngest phloem cells are located to the inside of the phloem, and all phloem cells form radial rows corresponding to the cell rows of the xylem (fig. 60). The axial phloem consists mainly of sieve tube elements and parenchyma cells, the radial phloem consists of rays (see 4.1.2).

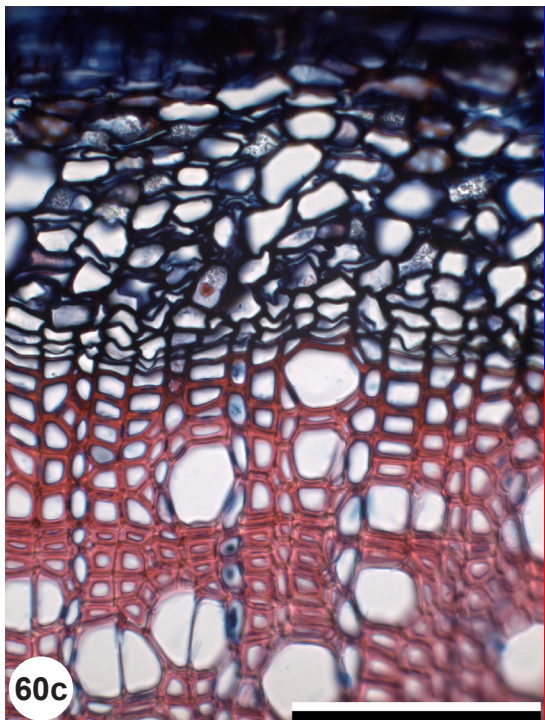
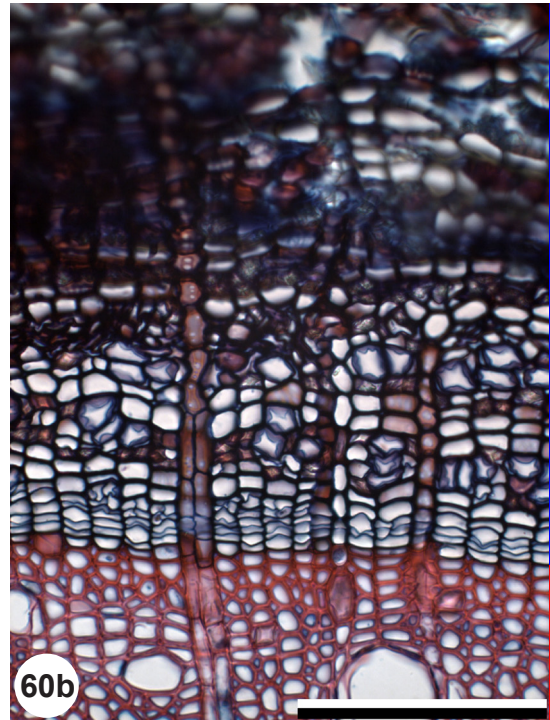
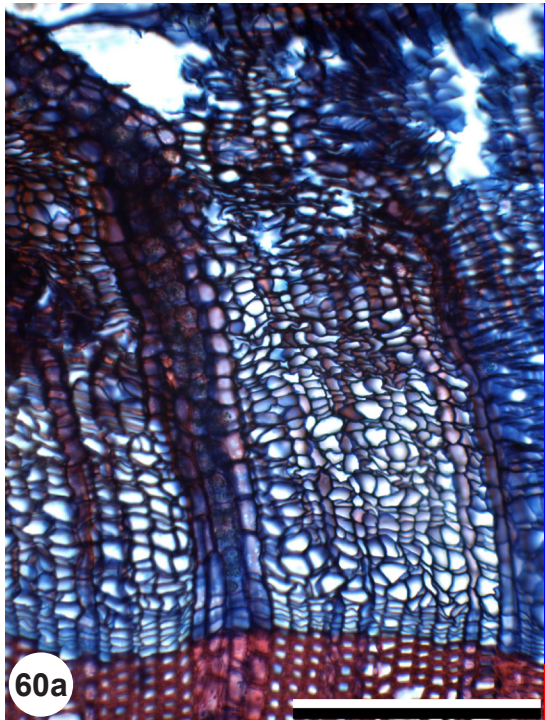


Fig. 60: Phloem of *Hedera helix* (60a), *Ulmus carpiniifolia* (60b), *Viburnum lantana* (60c), transverse sections. Phloem cells are organized in radial rows, corresponding to the radial rows of the xylem fibres. Also the ray cell rows correspond in xylem and phloem. Scale: 200 μm (60a), 100 μm (60b, 60c).

4.1.2 Phloem cell composition

The phloem has axial and radial components which are called axial phloem and radial phloem. The axial phloem always comprises sieve tube elements with companion cells, and axial parenchyma cells (fig. 61). Facultatively present in the axial phloem are fibre-sclereids and sclereids (fig. 62) and parenchyma cells with crystals (fig. 63).

In the axial phloem conducting and nonconducting tissue can be distinguished. In the conducting phloem the sieve tube elements are open and functional, in the nonconducting phloem the sieve tube elements have collapsed (fig. 64).

In some species parenchyma cells in older phloem tissue may become sclereids.

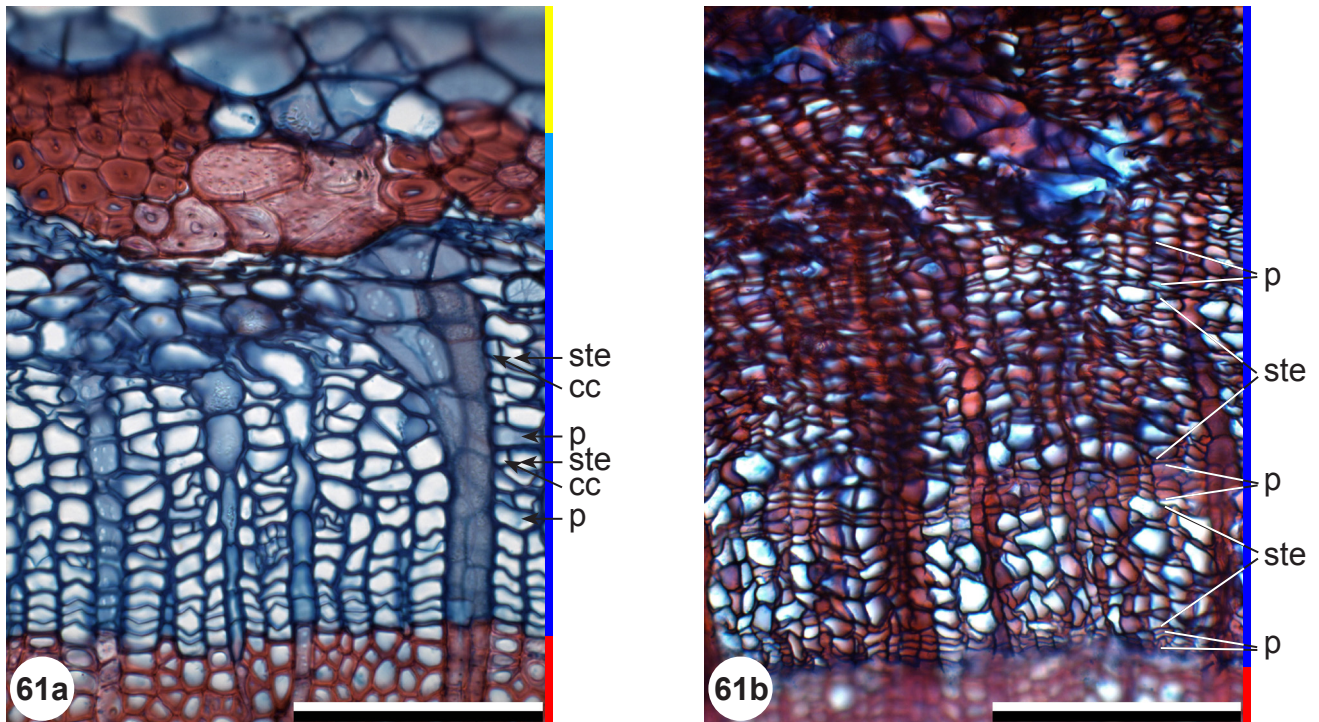
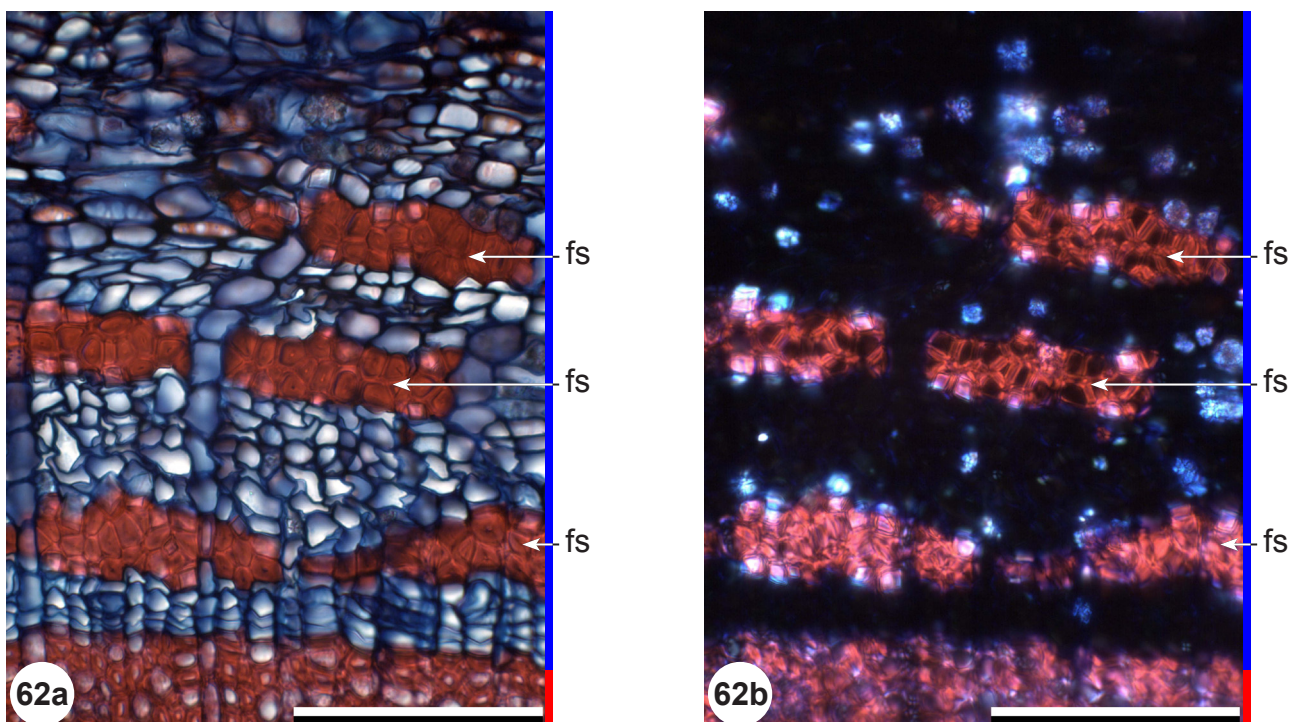


Fig. 61: Phloem of *Fraxinus excelsior* (61a), *Hedera helix* (61b), transverse sections.

In the phloem tissue sieve tube elements (ste) with companion cells (cc) and axial parenchyma cells (p) are present. In the youngest phloem cell layers near the xylem no differentiation is visible yet (61a). Sieve tube elements and axial parenchyma cells in tangential layers (61b).

Scale: 100 μm (61a), 200 μm (61b).



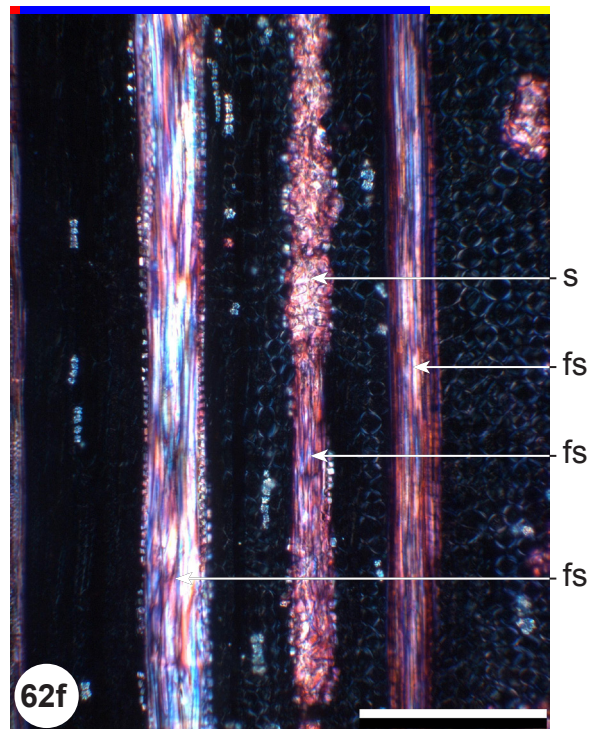
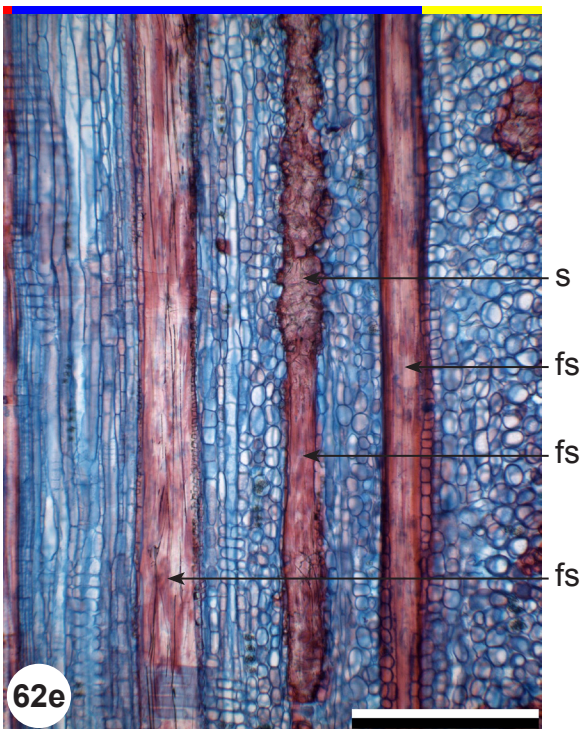
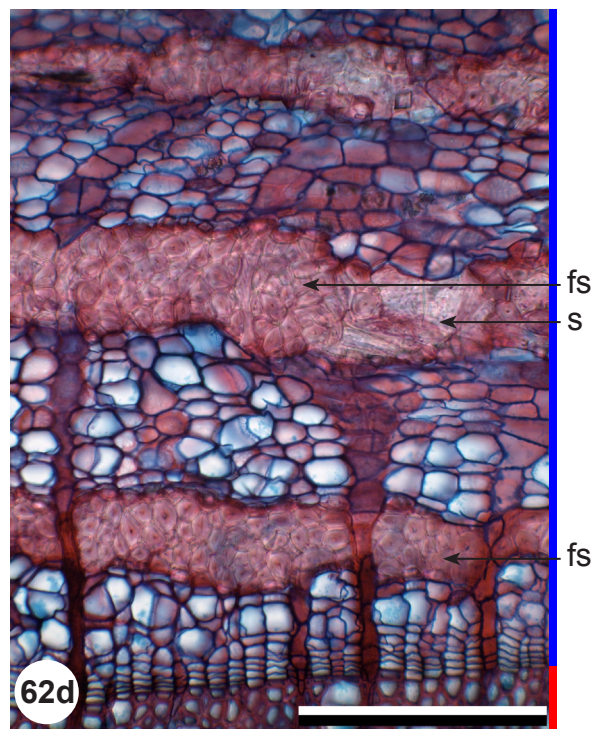
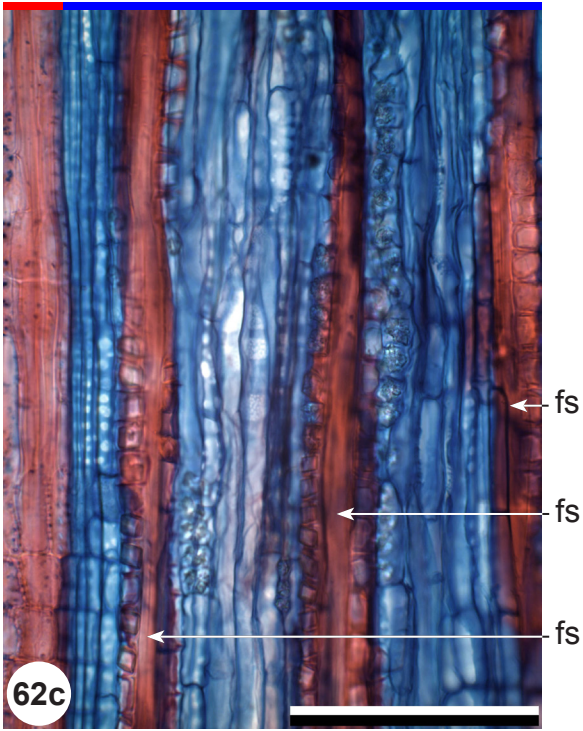


Fig. 62: Phloem of *Quercus petraea* (62a-c), *Populus nigra* (62d-f), transverse sections (62a, 62b, 62d), radial sections (62c, 62e, 62f). 62b=62a in xpl, 62f=62e in xpl. Fibre-sclereids (fs) and sclereids (s) in the phloem. Fibre-sclereids and fibres appear light in crossed polarized light (62b, 62f). Scale: 100 μm (62a-c), 100 μm (62d), 300 μm (62e, 62f).

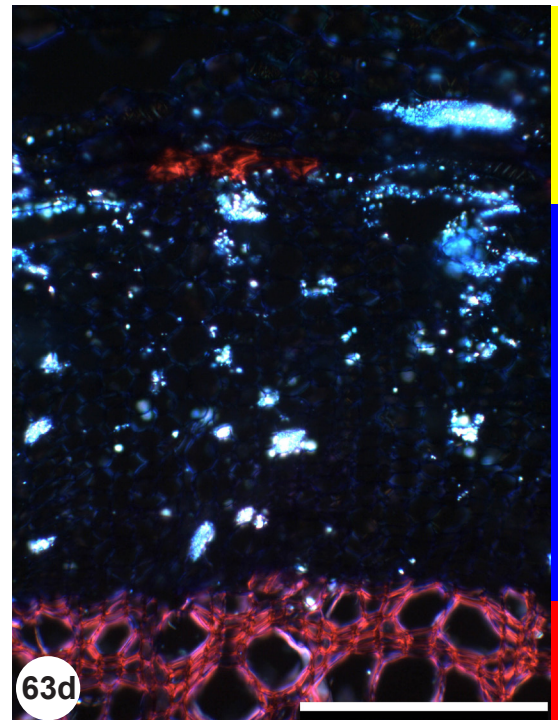
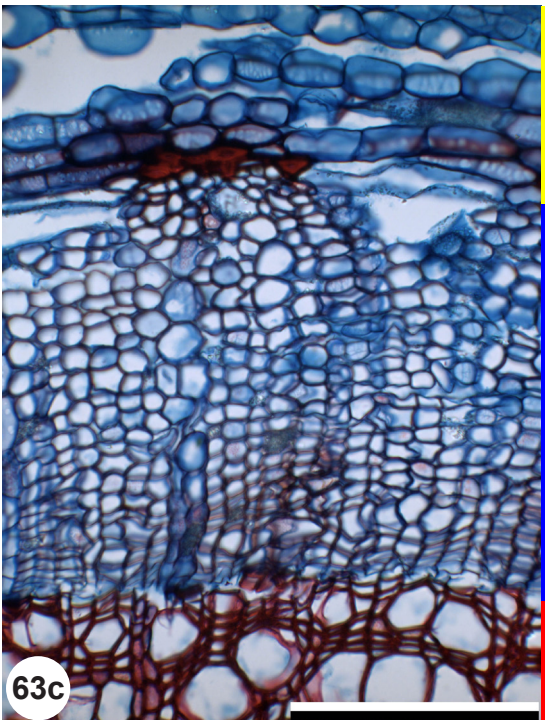
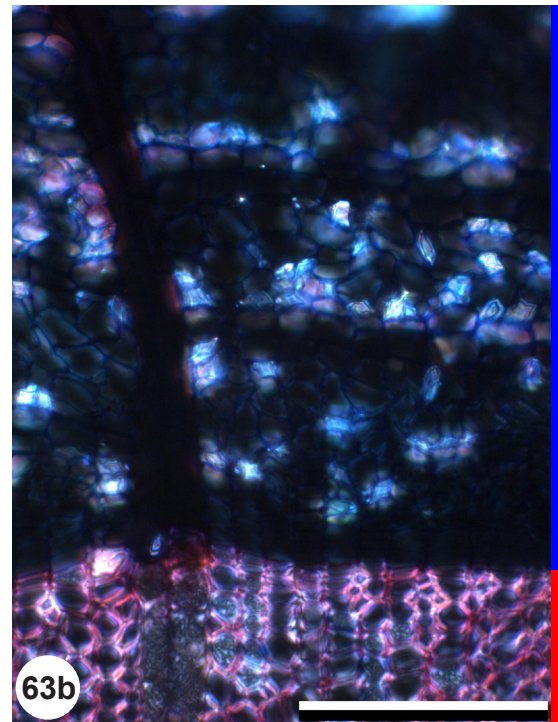
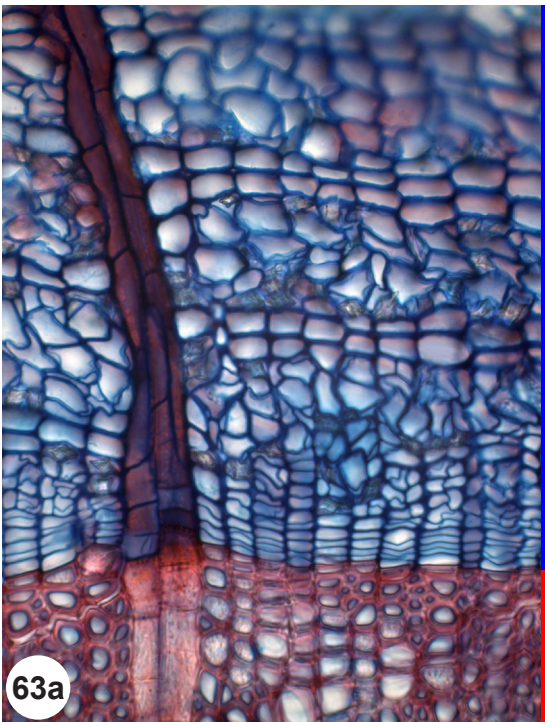


Fig. 63: Phloem of *Ulmus carpiniifolia* (63a, 63b), *Sambucus racemosa* (63c, 63d), transverse sections. 63b=63a in xpl, 63d=63c in xpl. Parenchyma cells with polyhedral crystals (63a, 63b), crystal sand (63c, 63d). Parenchyma cells with druses: fig. 62a, 62b. Crystals glow light blue in crossed polarized light (62b, 63b, 63d). Scale: 100 μ m (63a, 63b), 200 μ m (63c, 63d).

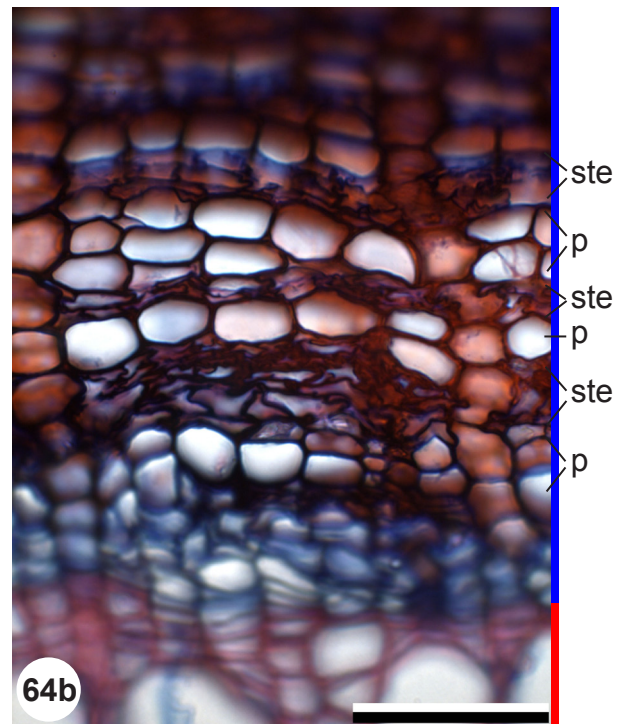
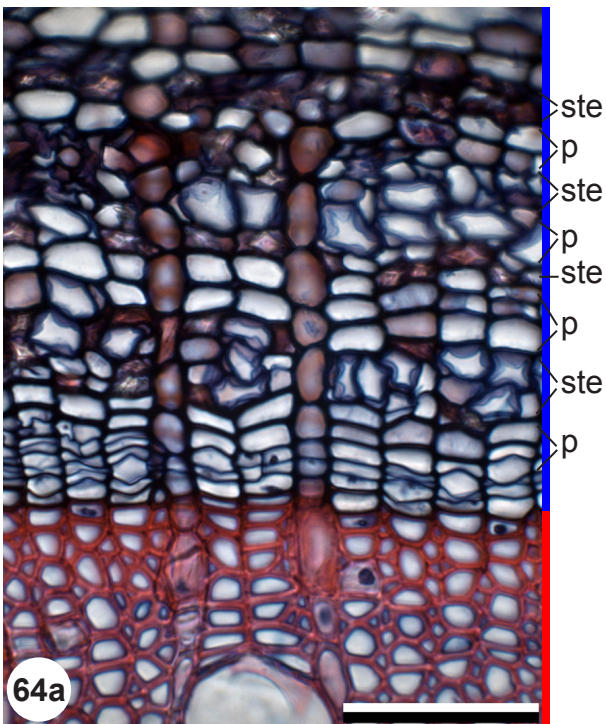
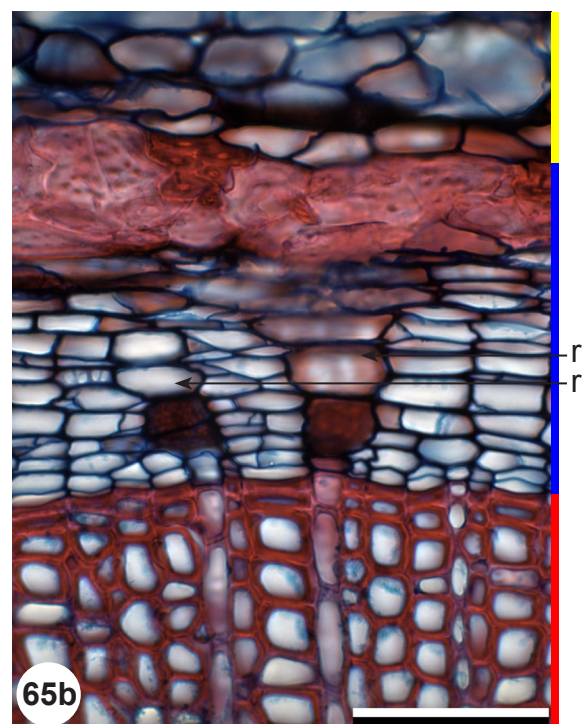
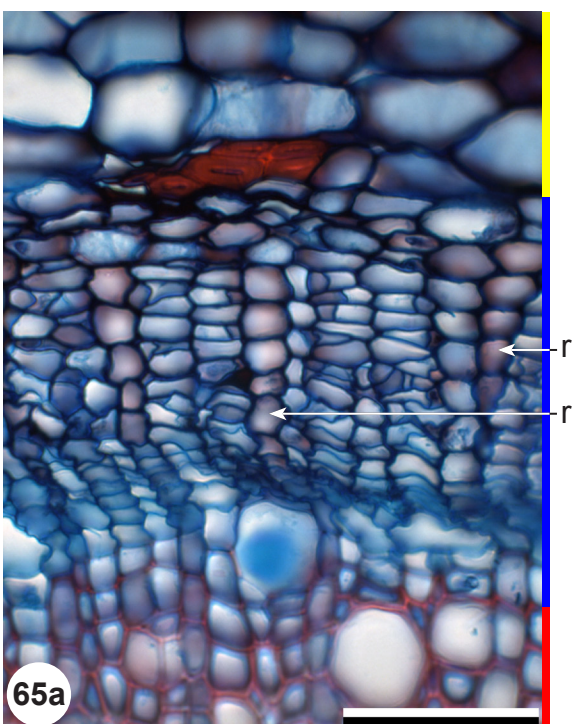


Fig. 64: Phloem of *Ulmus carpinifolia*, transverse sections. Conducting phloem with open sieve tube elements (ste) (64a), nonconducting phloem with collapsed sieve tube elements (64b). Sieve tube elements and parenchyma cells (p) are arranged in tangentially alternating layers. Scale: 50 μ m.

The radial phloem consists of ray parenchyma cells. Phloem rays exist only in secondary phloem tissue. In many species rays show dilatation by cell extension and cell augmentation (fig. 65). Some species show rays with crystals (fig. 66). Anatomically rays mostly show a soft transition to the cortex tissue.



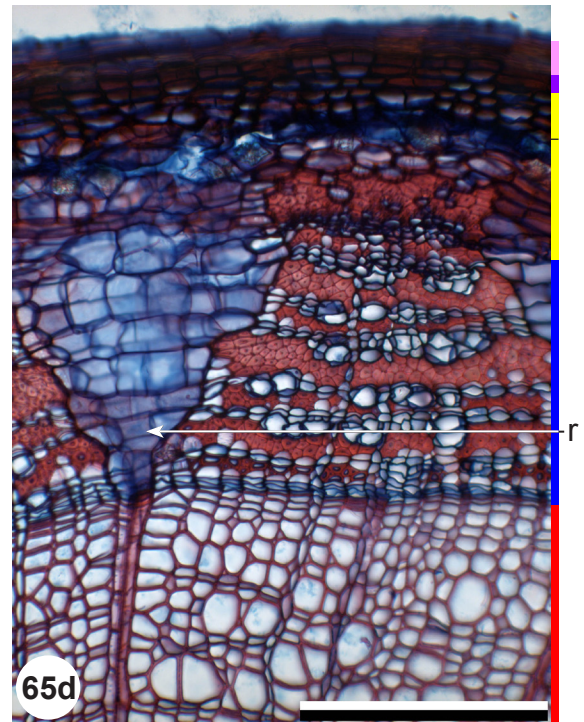
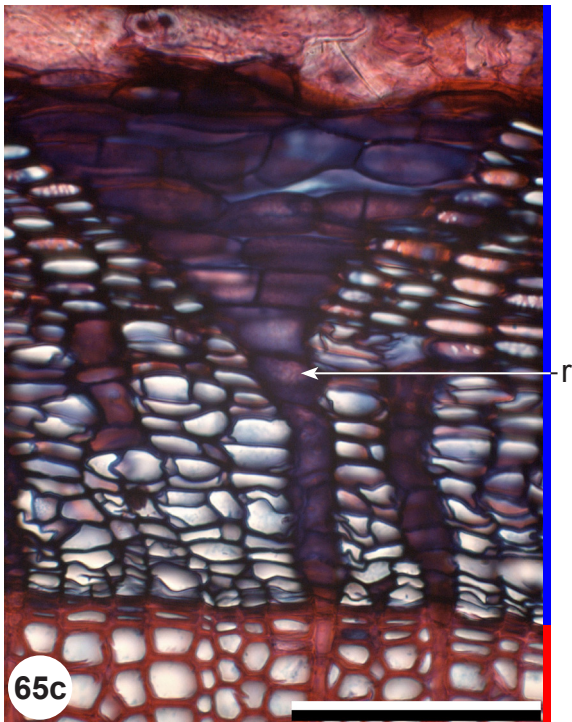
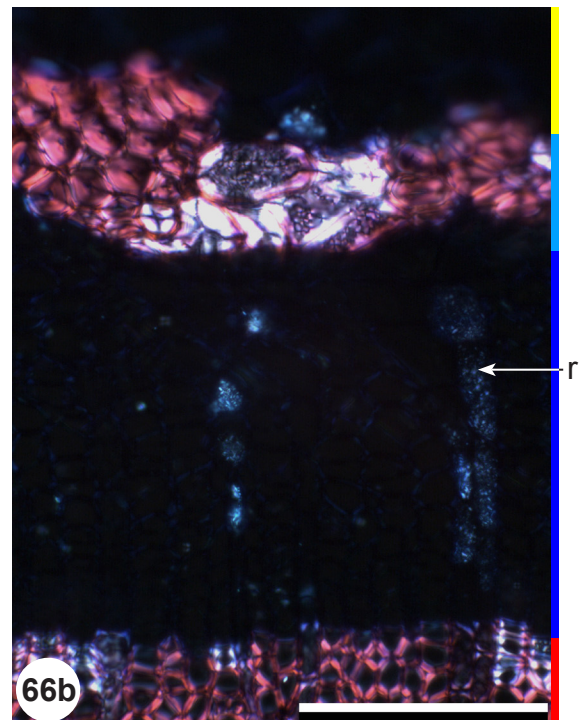
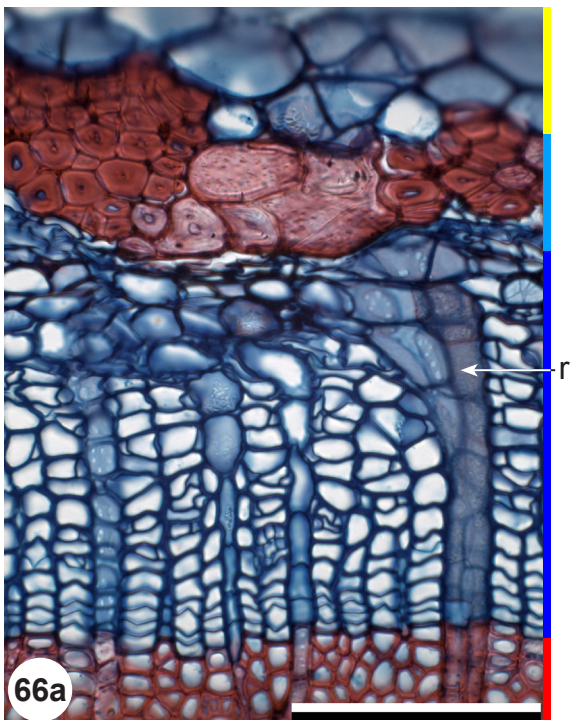


Fig. 65: Bark of *Ligustrum vulgare* (65a), *Corylus avellana* (65b), *Alnus glutinosa* (65c), *Tilia platyphyllos* (65d), transverse sections.
Rays (r) with dilatation by cell extension (65a, 65b), and by cell extension and augmentation (65c, 65d).
Scale: 50 μm (65a, 65b), 100 μm (65c), 200 μm (65d).



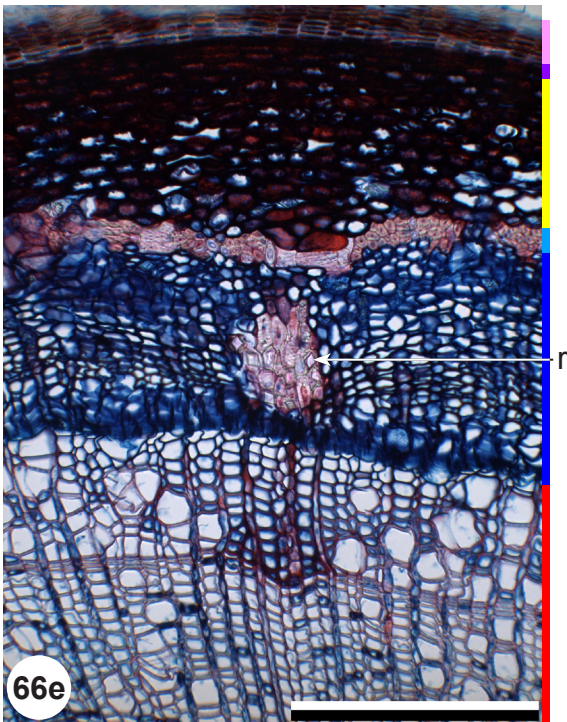
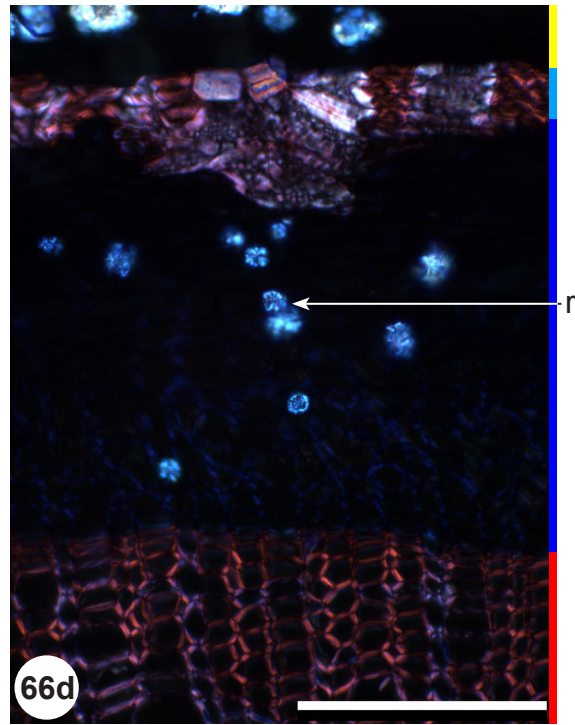
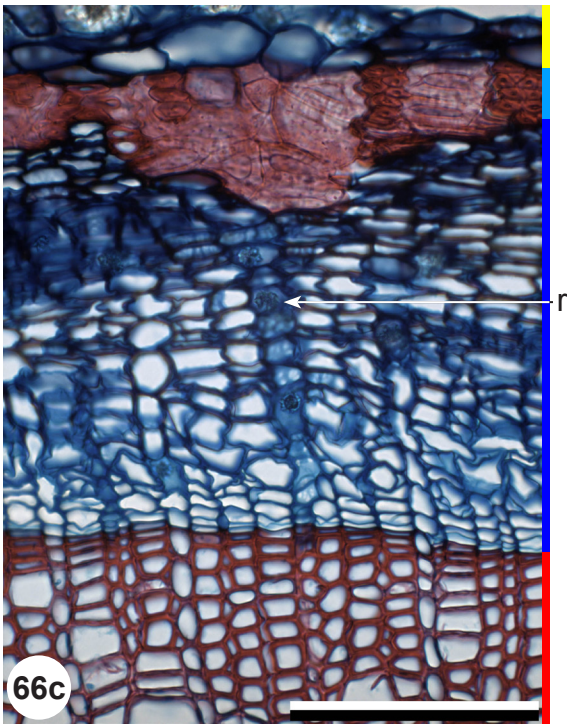


Fig. 66: Phloem of *Fraxinus excelsior* (66a, 66b), *Corylus avellana* (66c, 66d), *Alnus incana* (66e), transverse sections. 66b=66a in xpl, 66d=66c in xpl. Ray cells (r) with crystal sand (66a, 66b), druses (66c, 66d), aggregate ray with sclereids (66e). Scale: 100 μm (66a-d), 200 μm (66e).

4.1.3 Phloem cell arrangement

In the phloem all cells are arranged in radial rows (see 4.1.1 and fig. 60). Some species additionally show special cell arrangements, i.e. tangentially alternating layers of sieve tube elements and parenchyma cells (fig. 64) or bands or patches of fibre-sclereids (fig. 67).

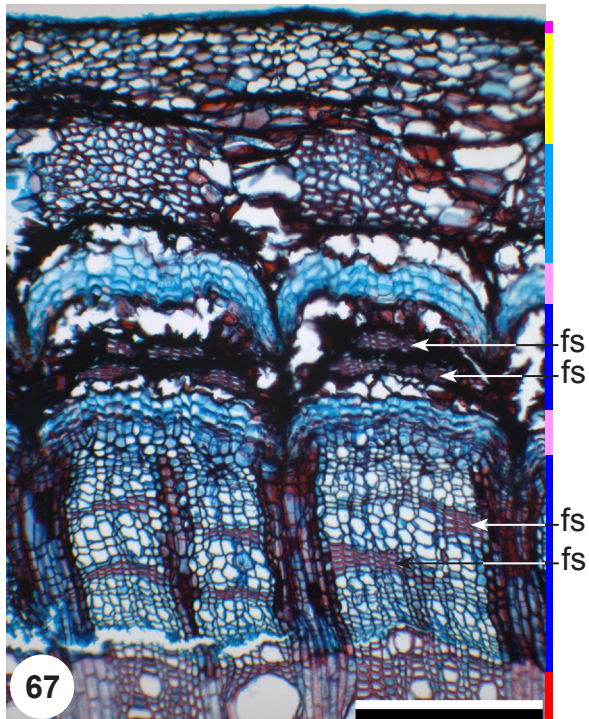


Fig. 67: Bark of *Vitis vinifera*, transverse section. Phloem with bands of fibre-sclereids (fs). Scale: 300 μ m.

4.1.4 Primary phloem

The primary phloem tissue is (together with the primary xylem, see chapter 2) the first built vascular tissue. It lies to the outside of the secondary phloem. The primary phloem consists (like the secondary phloem) of sieve tube elements with companion cells, and parenchyma cells, but has no rays, i.e. no radial component. The primary phloem tissue often has lost its radial structure and in twigs often is crushed (fig. 68). To the outside parts of the primary phloem tissue are visible as patches of fibre-sclereids (figs. 68, 69a). In some species, with ongoing increase in girth by secondary growth these patches of fibre-sclereids build together with large sclereids a sclereid ring (fig. 69b, 69c). In other species, no primary phloem tissue is visible.

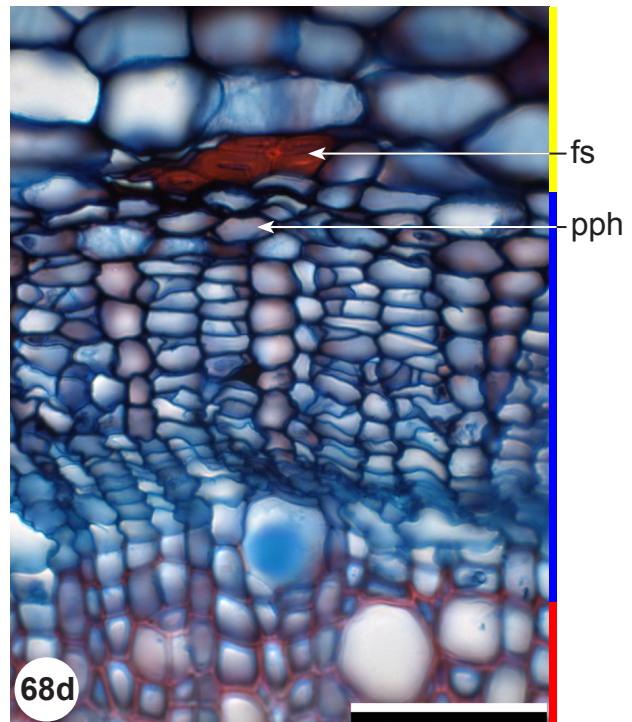
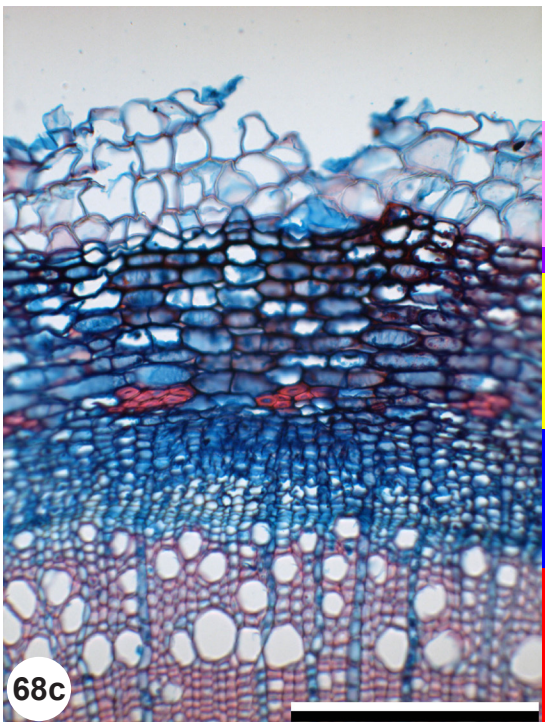
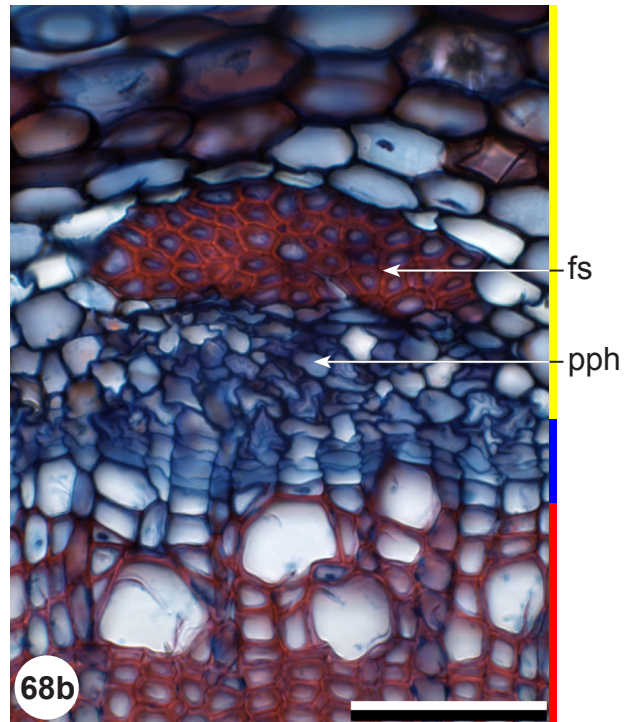
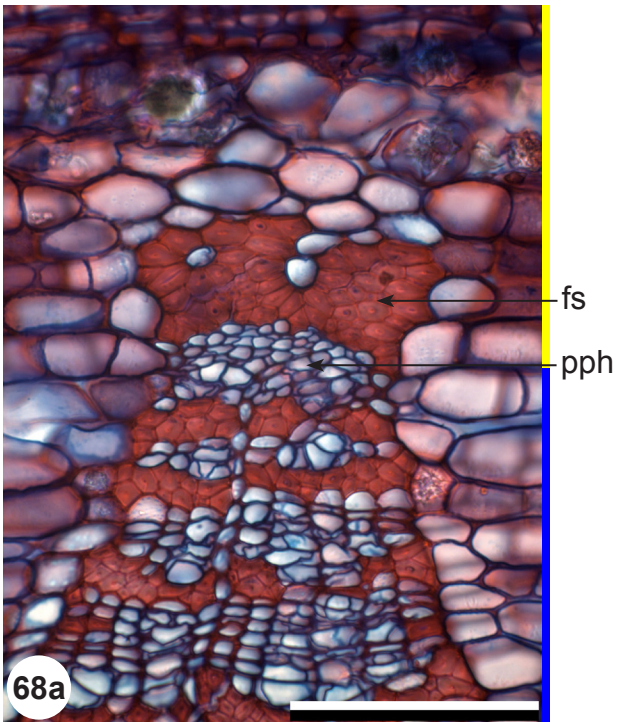


Fig. 68: Phloem of *Tilia cordata* (68a), *Rosa canina* (68b), *Ligustrum vulgare* (68c, 68d), transverse sections. Primary phloem tissue (pph) has no rays and often is not radially organized. To the outside patches of fibre-sclereids (fs) are visible.
Scale: 100 μm (68a), 50 μm (68b, 68d), 200 μm (68c).

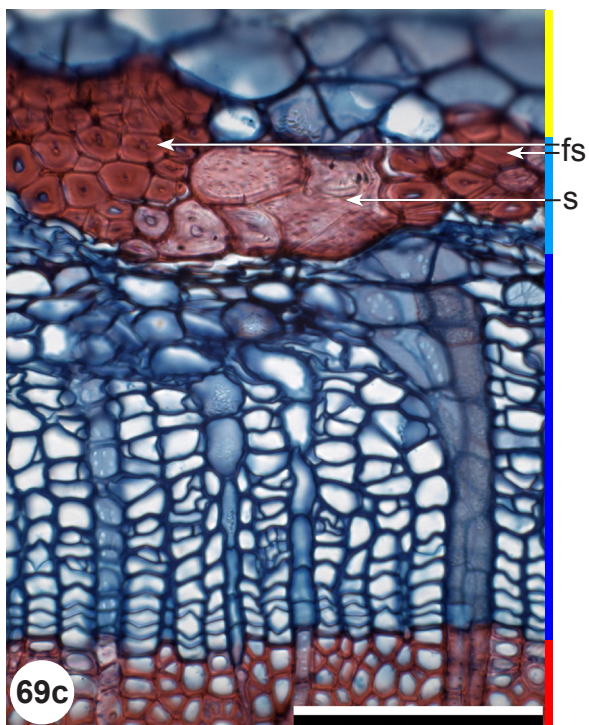
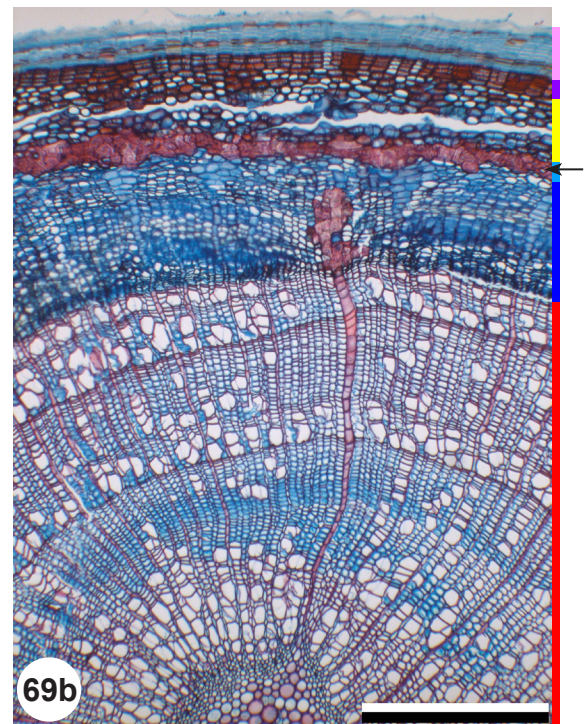
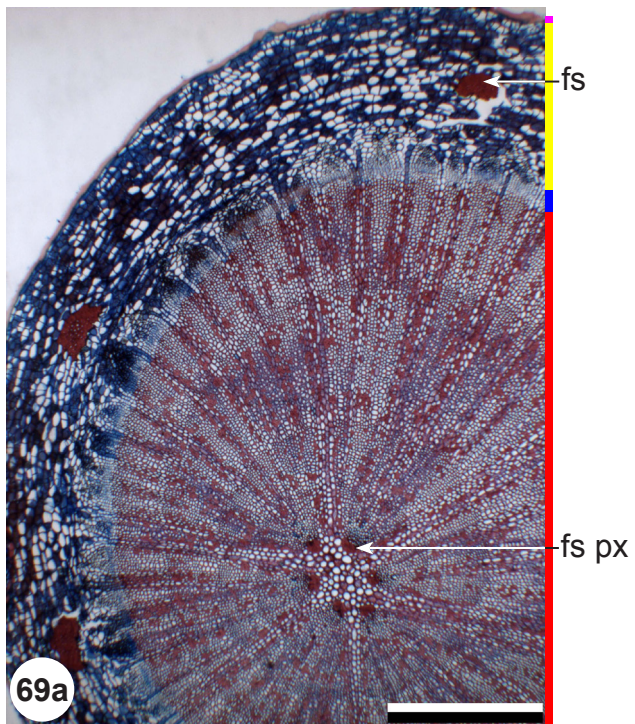


Fig. 69: Phloem of *Viscum album* (69a), *Alnus glutinosa* (69b), *Fraxinus excelsior* (69c), transverse sections. The patches of fibre-sclereids of primary phloem (fs) are aligned with fibre-sclereids of primary xylem (fs px) (69a). Fibre-sclereids of primary phloem build together with sclereids a sclereid ring (69b, arrow). In the sclereid ring sclereids (s) are much larger than fibre-sclereids (69c). Scale: 1mm (69a), 300 μ m (69b), 100 μ m (69c).

4.2 Cortex

4.2.1 Structure of cortex

The cortex or primary bark is a parenchyma cell tissue between phloem to the inside and epidermis to the outside (fig. 70). As a primary tissue its cells are not radially arranged. The cortex may be a uniform tissue (fig. 71) or it consists of inner and outer cortex (fig. 72). Inner and outer cortex may differ in cell size (in the species descriptions the maximum diameters are recorded), cell wall thickness, presence of intercellulars and presence of crystals. The transition between inner and outer cortex may be sharp or smooth (fig. 72).

With ongoing increase in girth by secondary growth cortex and epidermis are replaced by periderm or secondary bark (see 4.3); pace and place of this process are species-specific.

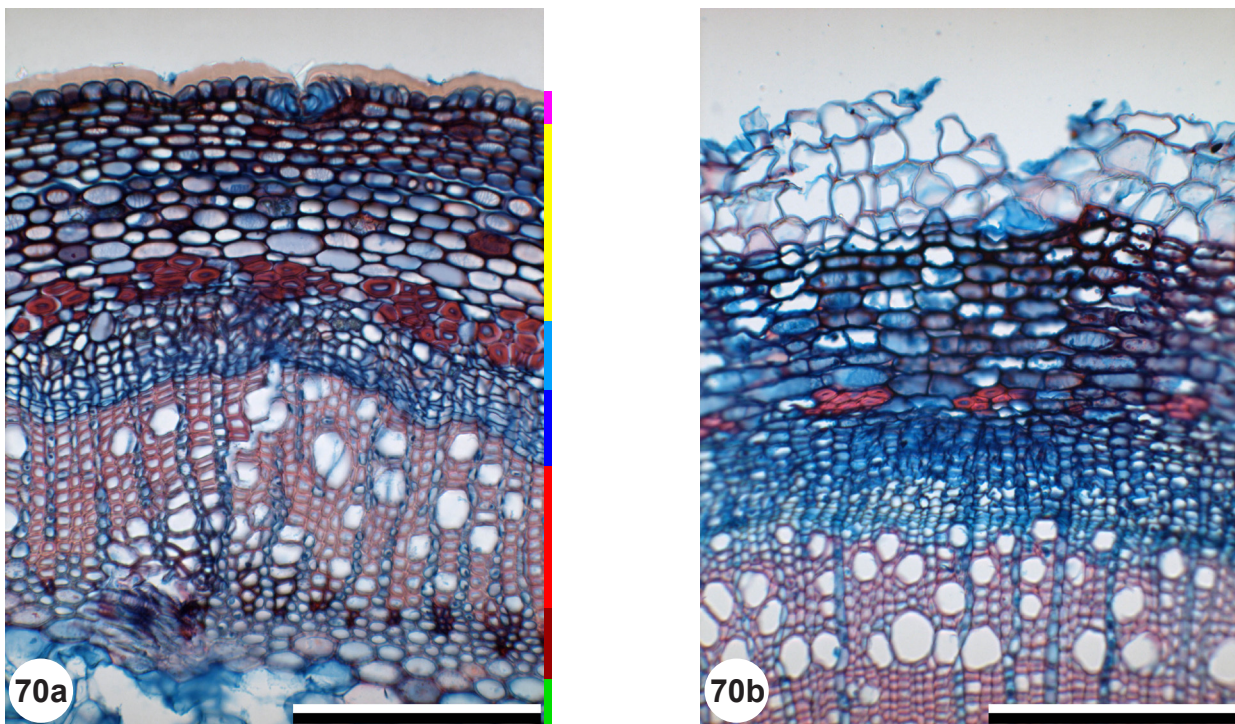


Fig. 70: Bark of *Cornus sanguinea* (70a), *Ligustrum vulgare* (70b), transverse sections.

The cortex (yellow bar) lies between phloem and epidermis (70a), or between phloem and phellem, if the epidermis has been replaced by periderm (70b).

Scale: 200 μm .

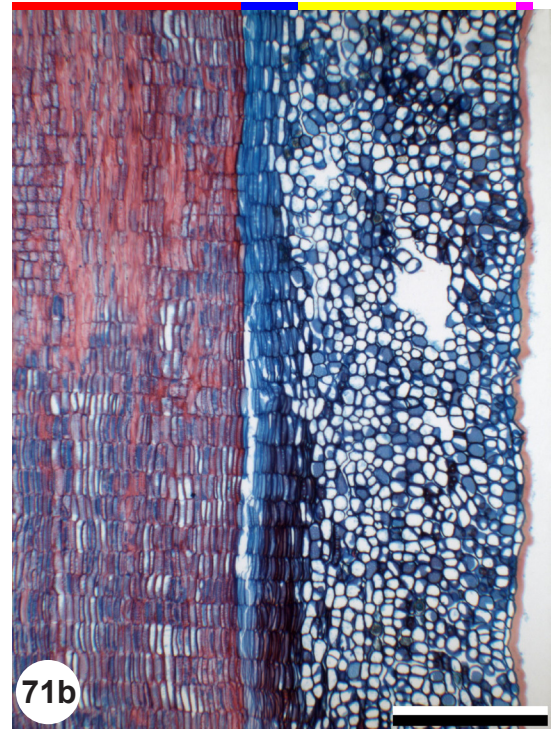
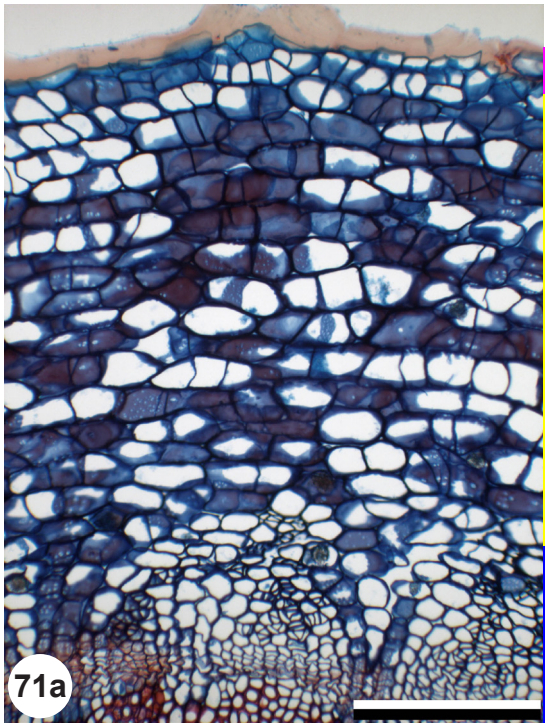


Fig. 71: Cortex of *Viscum album*, transverse section (71a), radial section (71b).
 The cortex is a uniform tissue.
 Scale: 300 μ m (71a), 0.5 mm (71b).

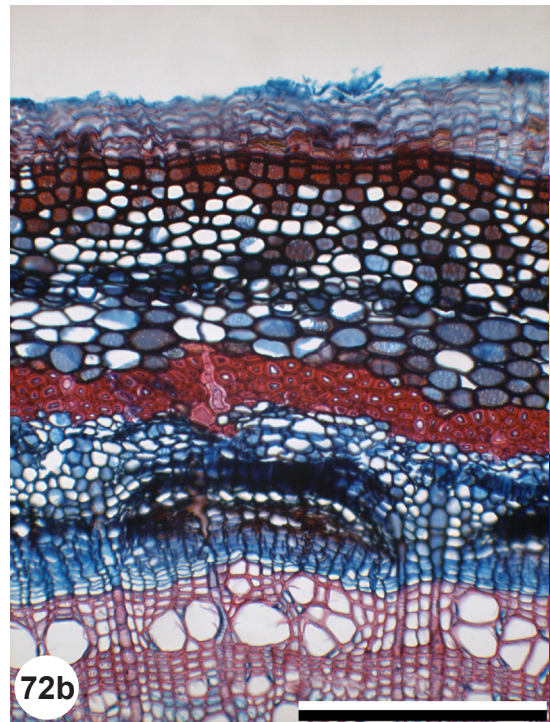
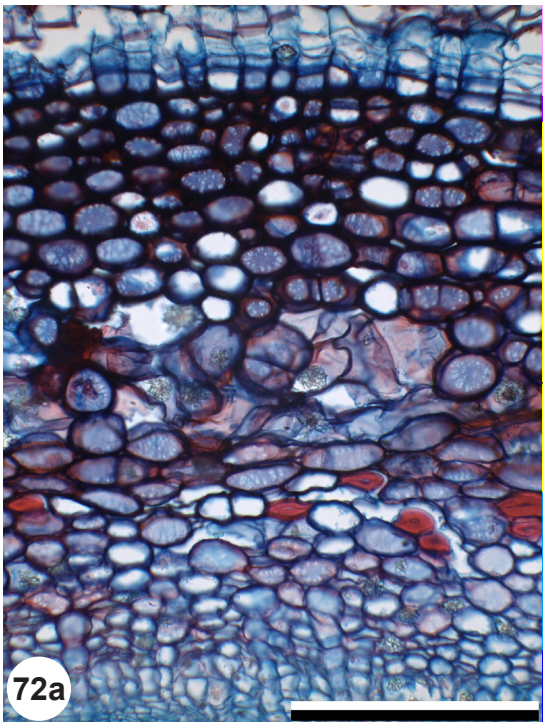


Fig. 72: Bark of *Viburnum opulus* (72a), *Acer pseudoplatanus* (72b), *Cornus sanguinea* (72c), transverse sections.

Inner and outer cortex with sharp (black line on the yellow bar, 72a, 72b) or smooth (72c) transition. The outer cortex cells are smaller and thicker-walled than the inner cortex cells.

Scale: 200 μm (72a, 72b), 100 μm (72c).

4.2.2 Cortex cell composition

The cortex consists of parenchyma cells. Some of them may contain crystals (fig. 73). In some species sclereids or ducts occur (fig. 74).

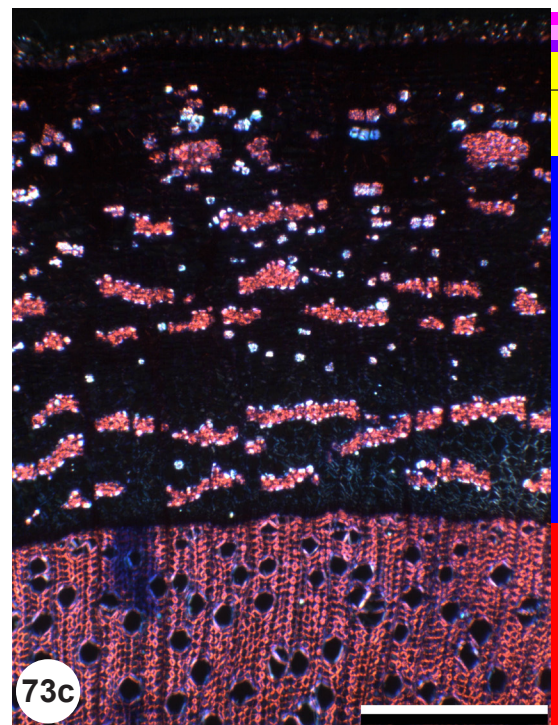
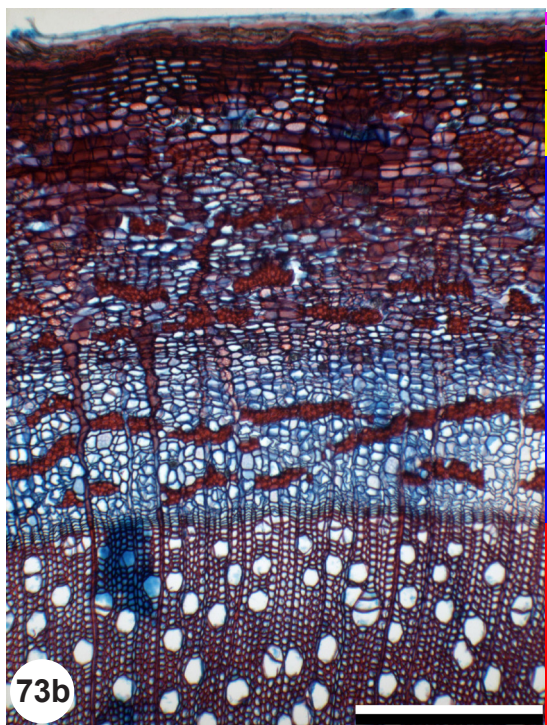
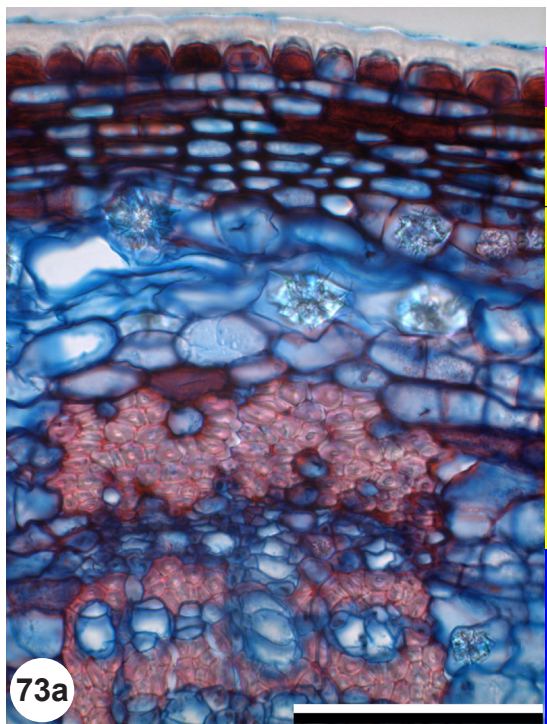


Fig. 73: Cortex of *Tilia platyphyllos* (73a), *Salix alba* (73b, 73c), transverse sections. 73c=73b in xpl. Inner cortex with druses.
Scale: 100 μm (73a), 300 μm (73b, 73c).

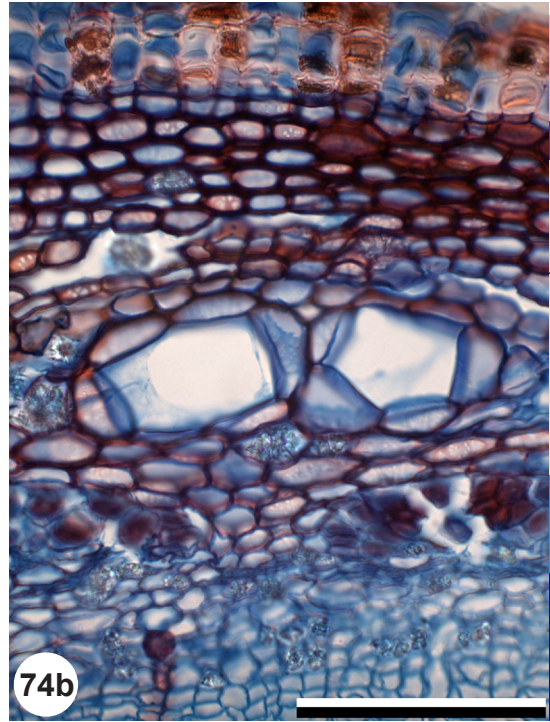
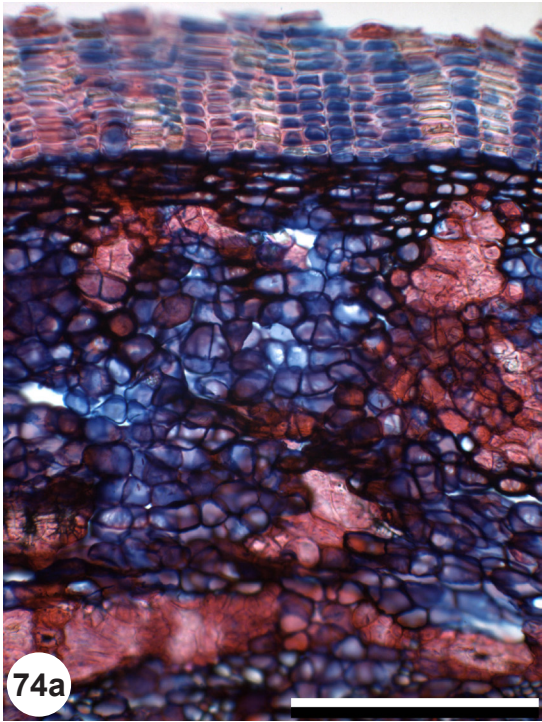


Fig. 74: Cortex of *Populus tremula* (74a), *Frangula alnus* (74b), transverse sections. The cortex contains sclereids (74a) or ducts (74b). Scale: 200 μm (74a), 100 μm (74b).

4.3 Periderm

4.3.1 Structure of periderm

The periderm or secondary bark is a secondary protective tissue system replacing the epidermis. It is built by a meristematic layer called phellogen or cork cambium which produces to the inside the phelloderm, to the outside the phellem or cork. The cells of phelloderm and phellem are arranged in corresponding radial rows (fig. 75). By this cell arrangement the periderm tissue can be differentiated from the cortex with its non radial cell arrangement.

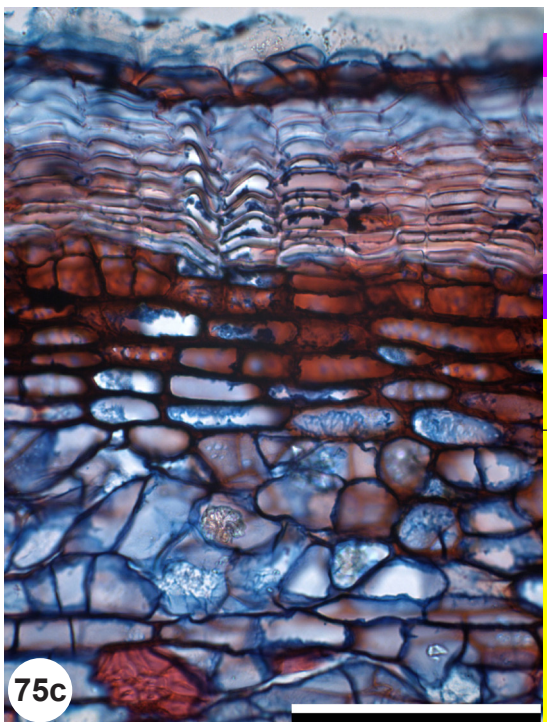
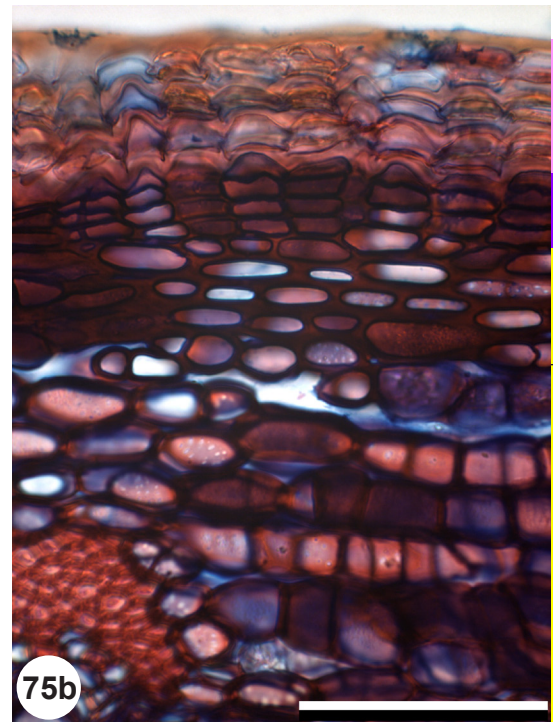
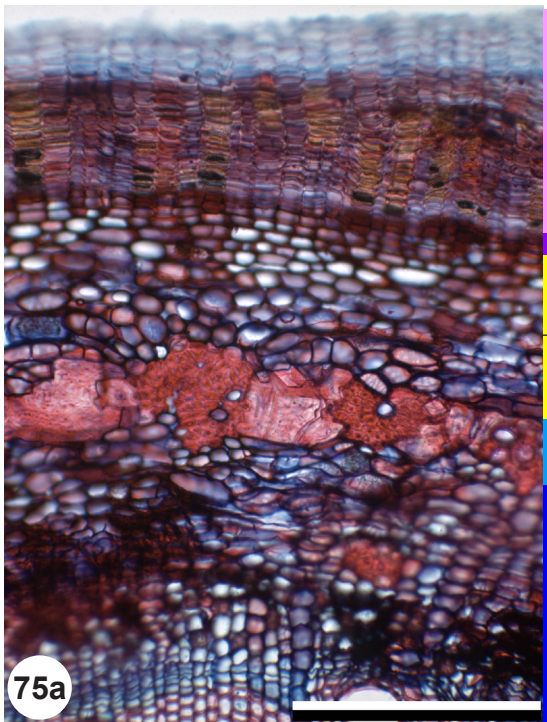


Fig. 75: Bark of *Quercus petraea* (75a), *Salix alba* (75b), *Tilia platyphyllos* (75c, 75d), transverse sections (75a-c), radial section (75d).

The periderm consists of phelloderm (rose) and phellem (violet), its cells are arranged in corresponding radial rows.

Scale: 200 μm (75a), 100 μm (75b-d).

4.3.2 Periderm cell composition

The periderm is developed by the meristematic phellogen cell layer. The phellogen produces to the inside the phelloderm, to the outside the phellem.

The phelloderm normally is only one to four cell layers thick. It can be differentiated from the adjacent cortex by its radial cell arrangement, and maybe also by different cell shapes and sizes: phelloderm cells normally are flat rectangular, thin-walled and smaller, cortex cells usually are oval (tangentially elongated), thicker-walled and larger (fig. 76).

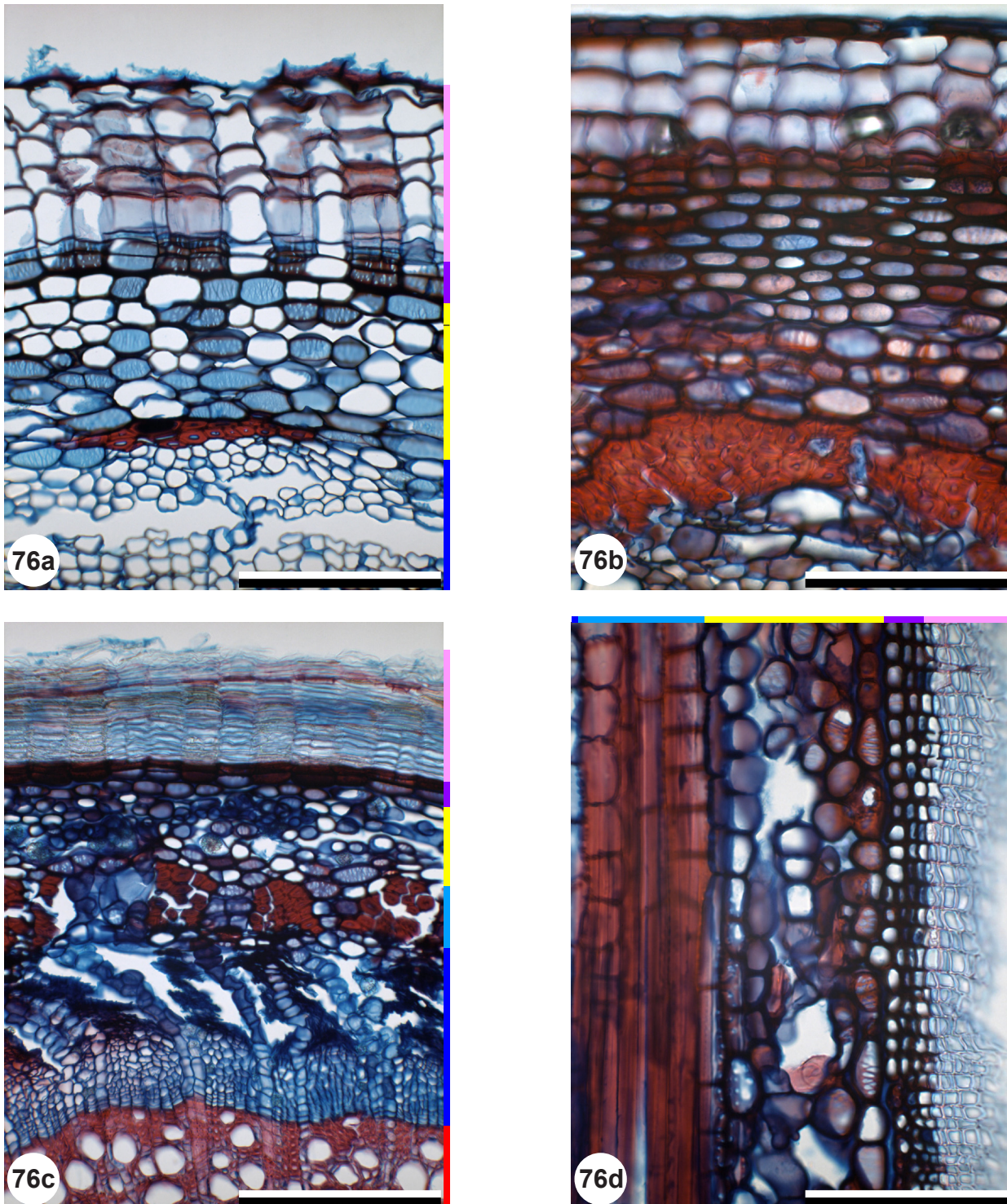


Fig. 76: Periderm of *Sambucus nigra* (76a), *Acer platanoides* (76b), *Prunus mahaleb* (76c, 76d), transverse sections (76a-c), radial section (76d).

Phelloderm and phellem can be differentiated by cell arrangement, cell shape and cell size.

Scale: 200 μm (76a, 76c), 100 μm (76b, 76d).

The phellem is the outer part of the periderm (fig. 76). Its cells are arranged in regular tangential layers and radial rows. The phellem usually consists of several layers of cells with thin walls (fig. 77), additionally present may be layers of cells with thick or even sclerified walls (fig. 78), or of cells with stained contents (fig. 79). These structures are called thin-walled cork, thick-walled cork, and stained cork. In the thin-walled cork cell layers with thick tangential walls may occur (fig. 80).

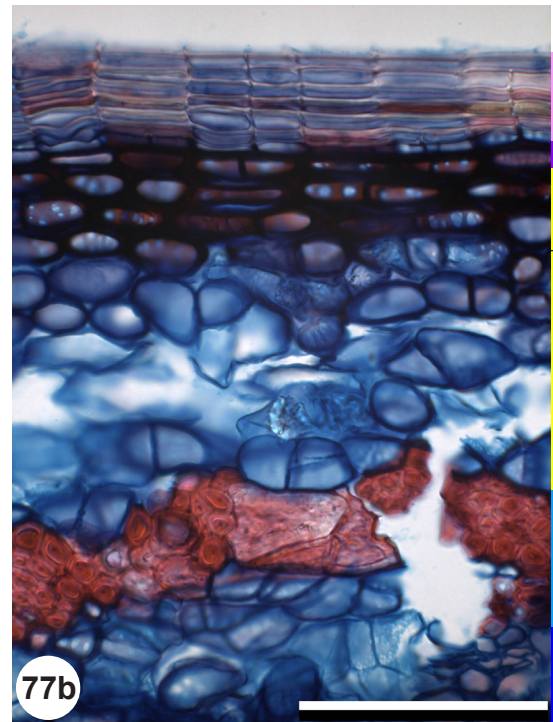
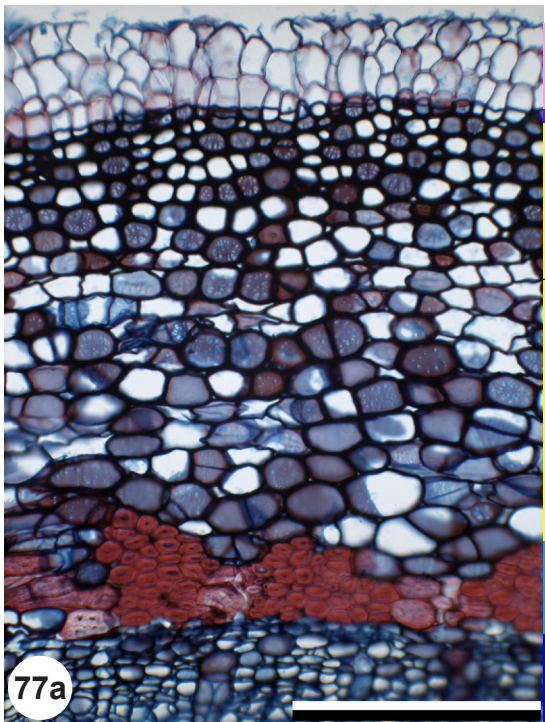


Fig. 77: Periderm of *Fraxinus excelsior* (77a), *Quercus robur* (77b), transverse sections. The phellem consists of thin-walled cork. Scale: 200 μm (77a), 100 μm (77b).

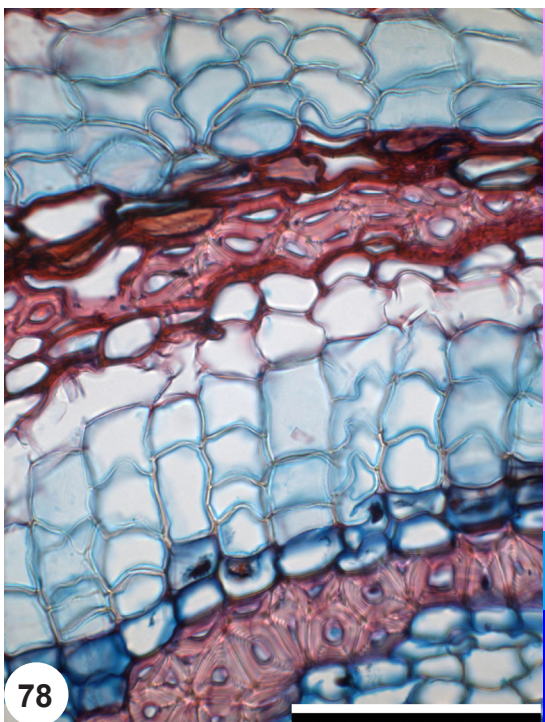


Fig. 78: Periderm of *Clematis vitalba*, transverse section. Phellem with thin-walled cork and a band of thick-walled cork. Scale: 100 μm .

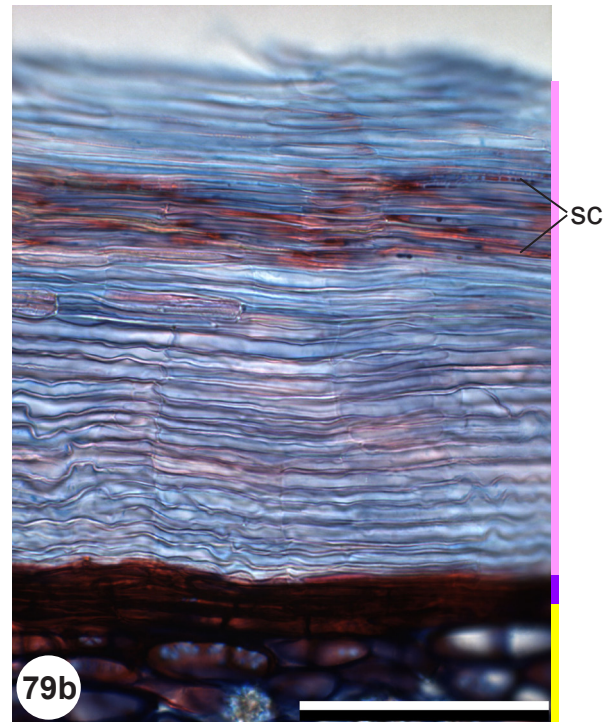
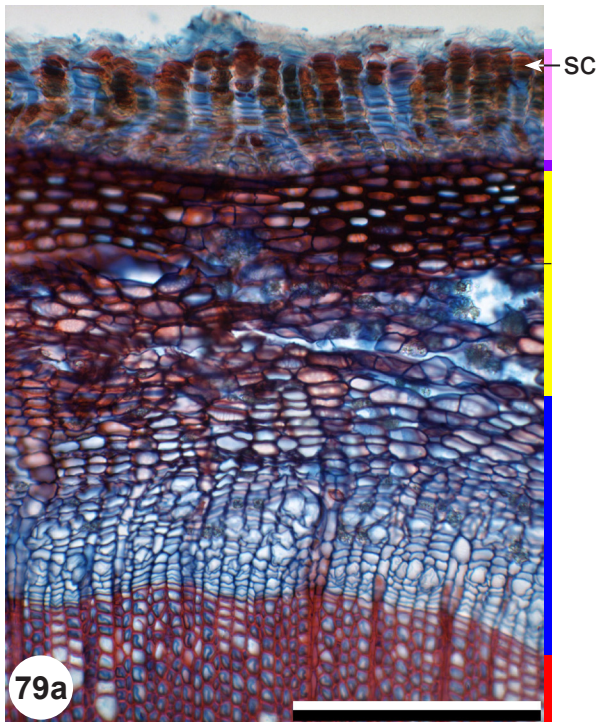


Fig. 79: Periderm of *Frangula alnus* (79a), *Prunus mahaleb* (79b), transverse sections. The phellem contains layers of stained cork (sc). Scale: 200 μm (79a), 100 μm (79b).

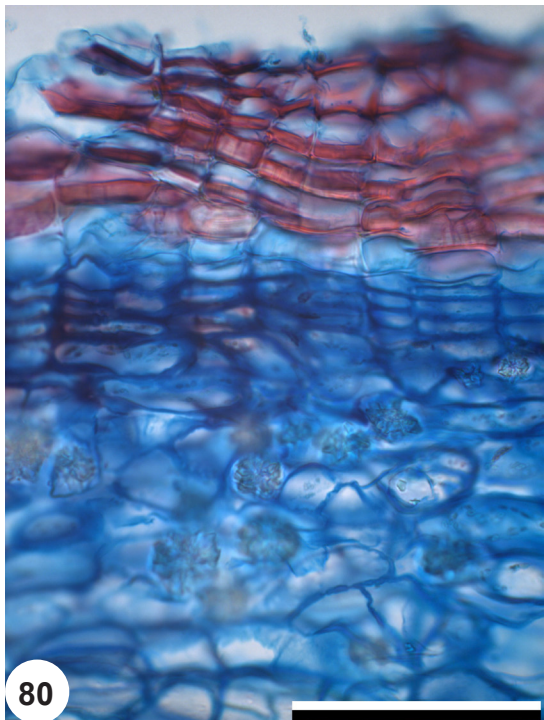


Fig. 80: Periderm of *Hedera helix*, transverse section. The phellem contains cell layers of cells with thick tangential walls. Scale: 100 μm .

4.3.3 Localization of periderms

The initial periderm usually is built on the inner or outer border of the cortex tissue. It can occur between cortex and epidermis (fig. 81) or between phloem and cortex (fig. 82). In some species the initial periderm occurs in the phloem (fig. 83). The second and all later periderms always occur inward of the initial periderm, either in the cortex or in the phloem (fig. 84). Tissue to the outside of the latest built periderm is dying or dead and is called rhytidome.

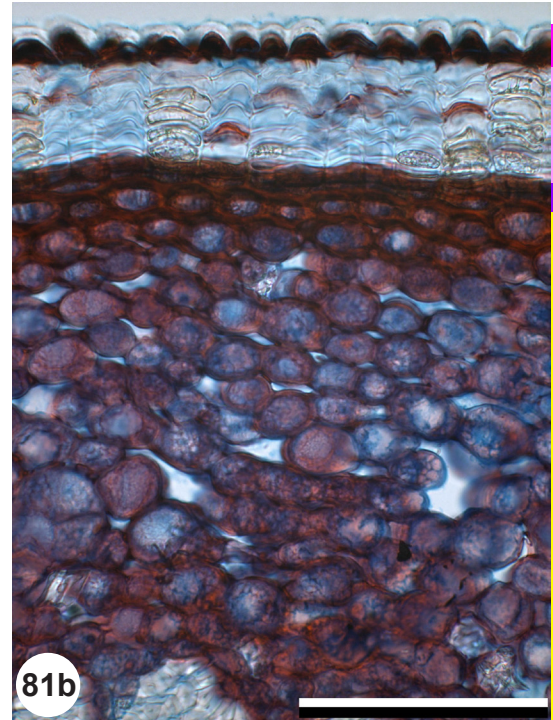
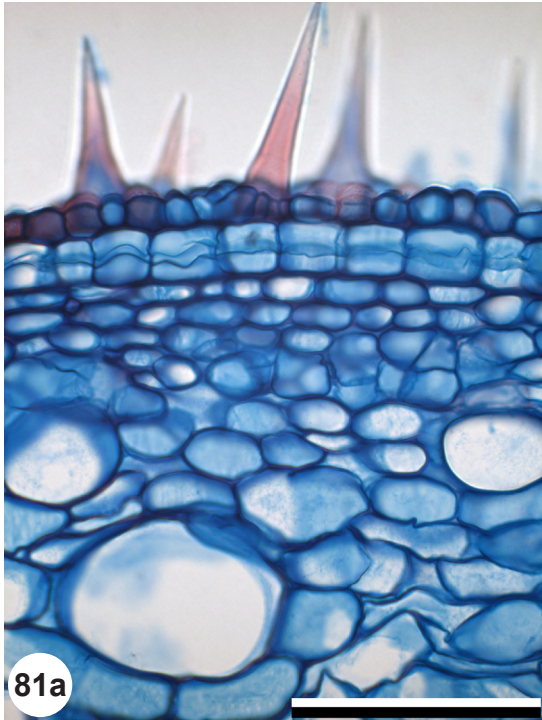


Fig. 81: Periderm of *Ulmus glabra* (81a), *Betula pendula* (81b), transverse sections. The initial periderm is built between cortex and epidermis. Scale: 100 μ m.

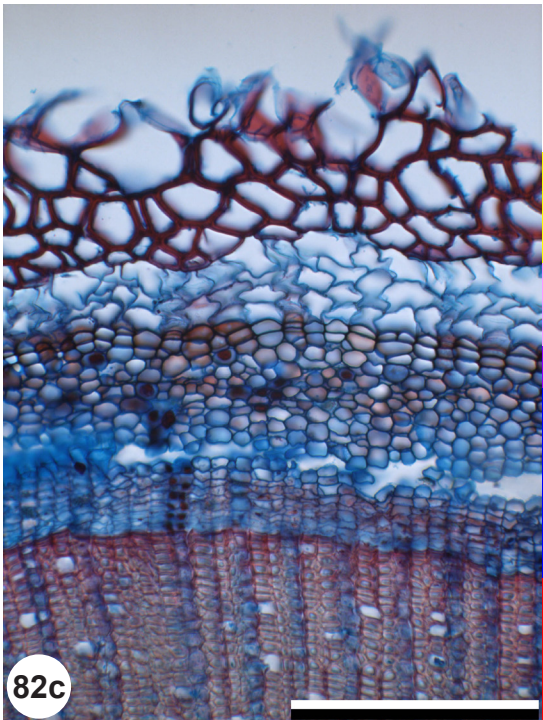
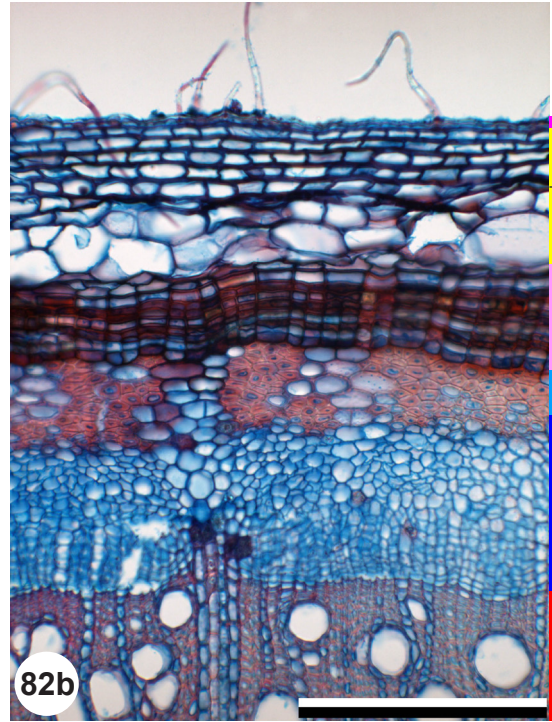
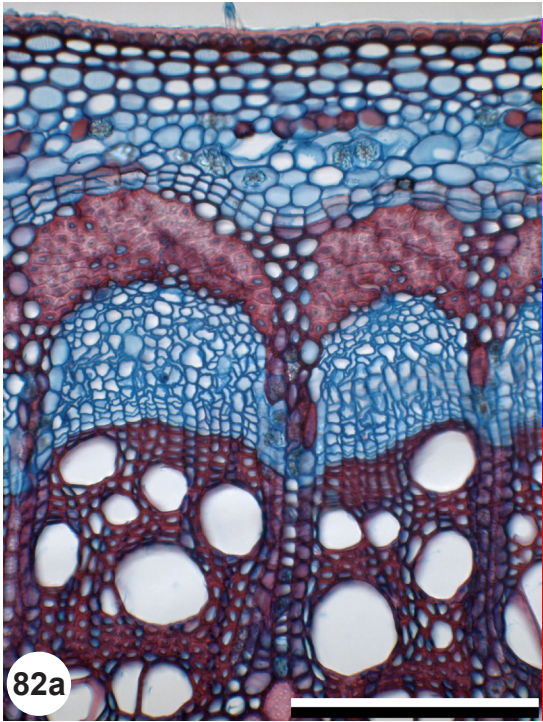


Fig. 82: Periderm of *Rubus fruticosus* (82a), *Rubus idaeus* (82b), *Lonicera xylosteum* (82c), transverse sections. The initial periderm is built between phloem and cortex. Scale: 200 μm .

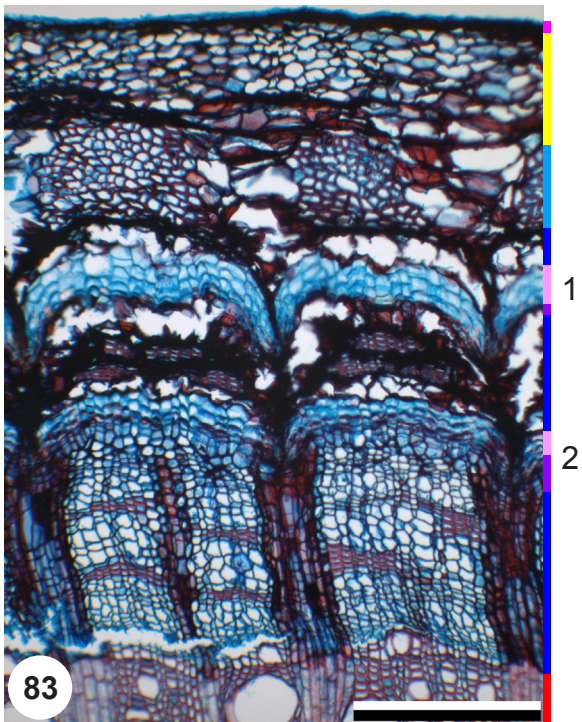


Fig. 83: Bark of *Vitis vinifera*, transverse section.
The initial (1) and second (2) periderm are built in the phloem.
Scale: 300 μm .

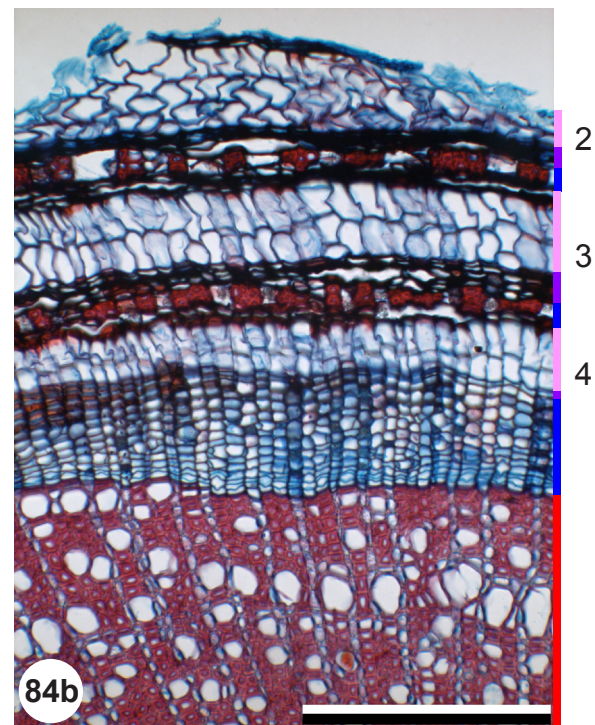
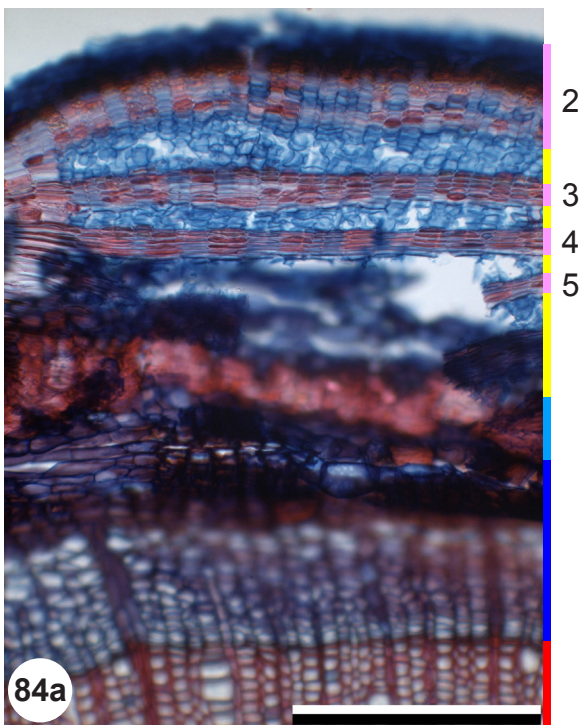


Fig. 84: Bark of *Betula pendula* (84a), *Lonicera xylosteum* (84b), transverse sections.
The initial periderm is built between cortex and epidermis (*Betula*, see fig. 81b) or between phloem and cortex (*Lonicera*, see fig. 82c), later periderms (2, 3, 4, 5) occur in the cortex tissue (84a) or in the phloem tissue (84b).
Scale: 200 μm .

4.4 Epidermis

The epidermis is the primary protective tissue. It consists of a single cell layer, covered to the outside with the waxen cuticula (figs. 81, 85). Epidermis cells can be thin- or thick-walled (fig. 86). From epidermis cells hairs can emerge (fig. 87).

The epidermis of twigs can be completely preserved for several years, or it is replaced by periderm (4.3).



Fig. 85: Bark of *Cornus sanguinea*, transverse section. Epidermis with cuticula (pink bar). Scale: 100 μm .

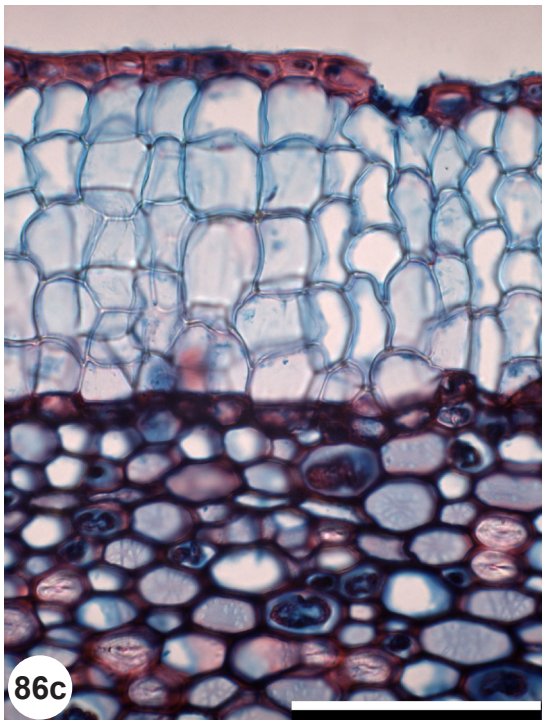
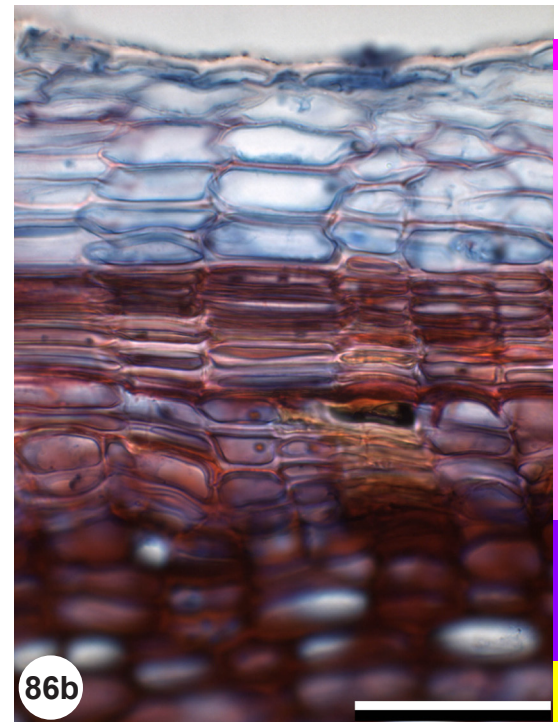
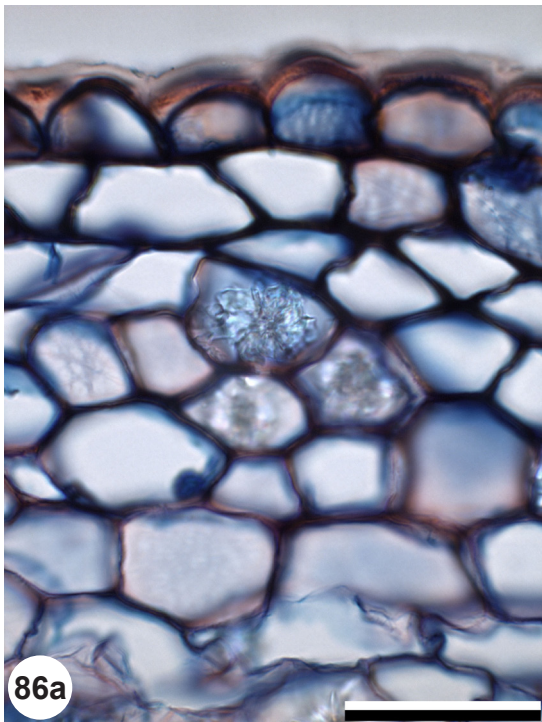


Fig. 86: Bark of *Viburnum opulus* (86a), *Quercus petraea* (86b), *Fraxinus excelsior* (86c), transverse sections. Thin-walled (86a, 86b) and thick-walled (86c) epidermis. Scale: 50 μm (86a, 86b), 100 μm (86c).

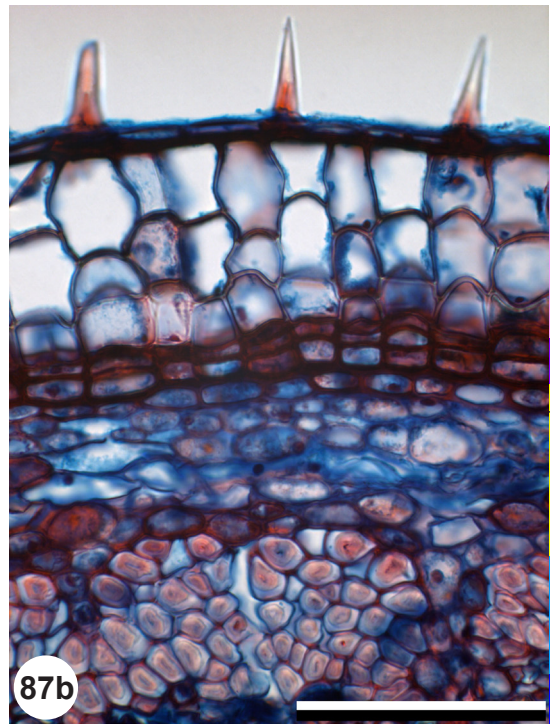
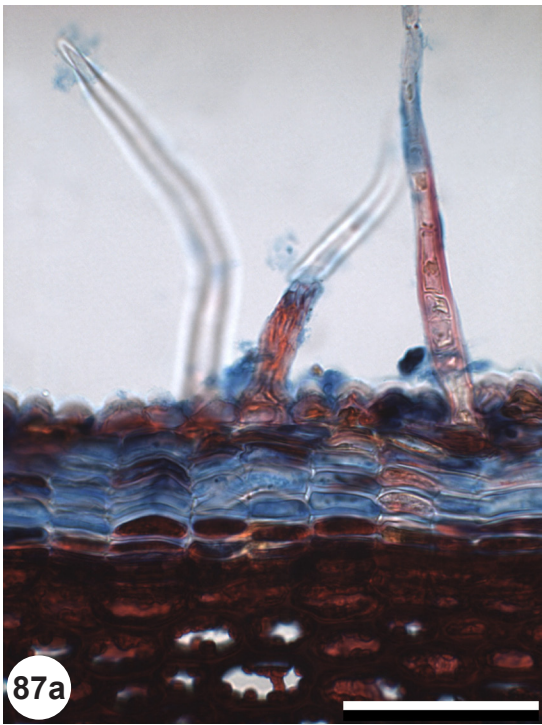


Fig. 87: Bark of *Alnus incana* (87a), *Ulmus carpinifolia* (87b), transverse sections.
Epidermis with hairs.
Scale: 50 μm (87a), 100 μm (87b).

Key deciduous wood: pith

Numbers and figures refer to the feature descriptions of deciduous wood.

1a	Pith shape round or oval (1.1, fig. 1)	go to 2
1b	Pith shape polygonal or irregular (1.1, figs. 2-5)	30
2a	Medullary sheath cells present (1.2.3)	5
2b	No medullary sheath cells	3
3a	Cells with crystal sand present	Sambucus nigra Sambucus racemosa
3b	No cells with crystal sand	4
4a	Some cell walls with irregular appositions (transverse or radial sections)	Viscum album
4b	No irregular appositions	Ilex aquifolium
5a	Pith homocellular (1.2.1)	6
5b	Pith heterocellular (1.2.2)	15
6a	No intercellulars in transverse sections (or very few mostly peripheral intercellulars) (1.5, fig. 40)	7
6b	Some to many small, medium-sized and / or large intercellulars in transverse sections (1.5, fig. 39)	11
7a	Cell clusters with circular arrangement occur in transverse sections (1.3.1, fig. 17)	8
7b	No cell clusters with circular arrangement in transverse sections	9
8a	In transverse sections most cells show pits in transversal walls (1.4.5, fig. 36)	Prunus padus Prunus spinosa
8b	In transverse sections most cells without pits in transversal walls	Acer campestre Acer platanoides
9a	In transverse sections most cells show pits in transversal walls (1.4.5, fig. 36)	10
9b	In transverse sections most cells without pits in transversal walls	Acer platanoides Prunus mahaleb
10a	In radial sections pits in axial walls with 1-2 µm diameter (1.4.5)	Ligustrum vulgare
10b	In radial sections pits in axial walls with 2-5 µm diameter (1.4.5)	Prunus mahaleb
11a	Cell clusters with circular arrangement occur in transverse sections (1.3.1, fig. 17)	12
11b	No cell clusters with circular arrangement in transverse sections	13
12a	In radial sections some to many pits in axial walls in short horizontal lines (1.4.5, fig. 38)	Salix purpurea

12b	In radial sections all pits in axial walls arranged scatteredly (1.4.5, fig. 37)	Lonicera nigra Prunus padus Prunus spinosa
13a	No intercellulars in transverse sections (or very few mostly peripheral intercellulars) (1.5, fig. 40)	Ligustrum vulgare Prunus mahaleb
13b	Some to many small, medium-sized and / or large intercellulars in transverse sections (1.5, fig. 39)	14
14a	In radial sections pits in axial walls with up to 7 µm diameter (1.4.5)	Vitis vinifera
14b	In radial sections pits in axial walls with 1-4 µm diameter (1.4.5)	Fraxinus excelsior Ligustrum vulgare
15a	Cells with different sizes or wall thicknesses present in transverse sections (1.2.2, fig. 12)	16
15b	All cells in transverse sections with approximately the same size and wall thickness	23
16a	Cells with different sizes present in transverse sections (1.2.2, figs. 12c-d)	17
16b	Cells with different wall thicknesses present in transverse sections (1.2.2, figs. 12a-b)	19
17a	Pith with secretory ducts or cells (1.2.2, fig. 11)	Tilia cordata Tilia platyphyllos
17b	Pith without secretory ducts or cells	18
18a	In transverse sections pits in transversal walls with ca. 1 µm diameter (1.4.5)	Rubus idaeus
18b	In transverse sections pits in transversal walls with up to 5 µm diameter (1.4.5)	Rosa canina Rubus fruticosus
19a	Pith with cavity (1.3.1, fig. 18)	Lonicera periclymenum Lonicera xylosteum
19b	Pith without cavity	20
20a	In transverse sections all or almost all transversal cell walls without pits	21
20b	In transverse sections many transversal cell walls with pits (1.4.5, fig. 36)	22
21a	Pith appears dark in crossed polarized light (1.6, fig. 41)	Acer campestre
21b	Pith appears light in crossed polarized light (1.6, fig. 42)	Prunus mahaleb
22a	Pith appears dark in crossed polarized light (1.6, fig. 41)	Acer pseudoplatanus
22b	Pith appears light in crossed polarized light (1.6, fig. 42)	Prunus spinosa
23a	In radial sections some to many pits in axial walls in short horizontal lines (1.4.5, fig. 38)	24

23b	In radial sections all pits in axial walls arranged scatteredly (1.4.5, fig. 37)	25	
24a	In radial sections pits in axial walls with up to 3 µm diameter (1.4.5)		Viburnum lantana Viburnum opulus
24b	In radial sections pits in axial walls with up to 6 µm diameter (1.4.5)		Salix alba Salix caprea Salix purpurea
25a	Pith with ducts or secretory cells (1.2.2, fig. 11)	26	
25b	Pith without ducts or secretory cells	27	
26a	Pith with ducts		Frangula alnus Hedera helix
26b	Pith with secretory cells		Ulmus carpinifolia Ulmus glabra
27a	Cell clusters with circular arrangement occur in transverse sections (1.3.1, fig. 17)	28	
27b	No cell clusters with circular arrangement in transverse sections	29	
28a	In transverse sections pits in transversal walls with up to 1.5 µm diameter (1.4.5)		Lonicera nigra
28b	In transverse sections pits in transversal walls with up to 4 µm diameter (1.4.5)		Prunus padus
29a	In radial sections pits in axial walls with up to 7 µm diameter (1.4.5)		Cornus sanguinea Vitis vinifera
29b	In radial sections pits in axial walls with 2-4 µm diameter (1.4.5)		Corylus avellana Fraxinus excelsior
29c	In radial sections no pits in axial cell walls		Cornus mas
30a	Pith shape triangular to trilobate (1.1, fig. 2)	31	
30b	Pith shape rhombic or hexagonal (1.1, fig. 4)	32	
30c	Pith shape pentagonal to fivelobate (1.1, fig. 3)	33	
30d	Pith star-shaped (1.1, fig. 5)	36	
30e	Pith with irregular shape	37	
31a	Medullary sheath cells present (1.2.3)		Alnus glutinosa Alnus incana
31b	No medullary sheath cells		Alnus glutinosa Fagus sylvatica Ilex aquifolium
32a	In radial sections some to many pits in axial walls in short horizontal lines (1.4.5, fig. 38)		Salix purpurea Viburnum lantana Viburnum opulus
32b	In radial sections all pits in axial walls arranged scatteredly (1.4.5, fig. 37)		Fraxinus excelsior

33a	Cell clusters with circular arrangement occur in transverse sections (1.3.1, fig. 17)	34	
33b	No cell clusters with circular arrangement in transverse sections	35	
34a	In radial sections pits in axial walls round to oval and 1-3 µm diameter (1.4.5)		Populus alba Populus nigra Populus tremula
34b	In radial sections pits in axial walls oval to slit-like and 1-6 µm diameter (1.4.5)		Salix alba
35a	With medullary sheath (1.2.3)		Rubus fruticosus
35b	Without medullary sheath		Quercus petraea Quercus robur
36a	Pith with cavity (1.3.1, fig. 18)		Clematis vitalba
36b	Pith without cavity		Viscum album
37a	Medullary sheath cells present (1.2.3)		Salix alba Salix purpurea
37b	No medullary sheath cells		Betula pendula Ilex aquifolium

Key deciduous wood: wood (first to fourth annual ring)

Numbers refer to the feature descriptions of deciduous wood.

The knowledge of the common wood anatomical vocabulary is assumed to be known.

		go to
1a	Helical thickenings in vessel elements present	2
1b	No helical thickenings in vessel elements	10
2a	Scalariform perforation plates	3
2b	Simple perforation plates	5
3a	Large vessels, predominantly solitarily	Vitis vinifera
3b	Vessels predominantly in clusters and/or radial multiples	4
4a	Scalariform perforation plates with 5-10 bars	Corylus avellana
4b	Scalariform perforation plates with 15-30 bars	Ilex aquifolium
5a	Helical thickenings in fibre tracheids	Frangula alnus Ligustrum vulgare Lonicera nigra Lonicera periclymenum Lonicera xylosteum Prunus mahaleb Prunus padus Prunus spinosa
5b	No helical thickenings in fibre tracheids	6
6a	First formed fibers of the first tree ring with thickened walls (3.2.1)	7
6b	Not so	8
7a	Vessels predominantly solitarily	Acer campestre Acer platanoides Acer pseudoplatanus
7b	Vessels predominantly in clusters and/or radial multiples	Tilia cordata Tilia platyphyllos
8a	Rays of two distinct sizes present	Rosa canina
8b	Not so	9
9a	Twelve wide rays present (transverse sections)	Clematis vitalba
9b	All rays very high (tangential sections)	Vitis vinifera
9c	Rays four to 30 cells high	Ulmus carpinifolia Ulmus glabra
10a	Scalariform perforation plates	11

10b	Simple perforation plates	13
11a	Vessels predominantly in radial multiples	Alnus glutinosa Alnus incana Betula pendula Corylus avellana
11b	Vessels predominantly solitarily or in clusters	12
12a	Rays of two distinct sizes present	Fagus sylvatica
12b	Rays exclusively uniseriate	Viburnum lantana Viburnum opulus
12d	Rays uni- to biseriate	Cornus mas Cornus sanguinea
12c	Rays three to eight cells wide and very high	Vitis vinifera
13a	Rays of two distinct sizes present	14
13b	Not so	15
14a	High rays with sheath cells	Rubus fruticosus Rubus idaeus
14b	High rays without sheath cells	Fagus sylvatica Hedera helix
15a	Rays in the first tree ring exclusively uniseriate	16
15b	Not so	18
16a	Wood ring-porous	Quercus petraea Quercus robur
16b	Wood diffuse-porous	17
17a	All or most ray cells procumbent	Populus alba Populus nigra Populus tremula
17b	Rays composed of rows of procumbent and rows of upright cells	Salix alba Salix caprea Salix purpurea
18a	First formed fibers of the first tree ring with thickened walls (3.2.1)	Sambucus nigra Sambucus racemosa
18b	Not so	19
19a	Wood with large vessels	20
19b	Wood with small vessels	Viscum album
20a	No large vessels in the first tree ring	Fraxinus excelsior
20b	Large vessels in the first tree ring	Vitis vinifera

Key deciduous wood: bark

Numbers and figures refer to the feature descriptions of deciduous wood.

1a	Primary phloem present as fibre-sclereids (4.1.4)	go to 2
1b	No primary phloem present	19
2a	Primary phloem present as patches of fibre-sclereids (4.1.4, fig. 68)	8
2b	Primary phloem present as fibre-sclereids and sclereids, often as a closed band or ring (4.1.4, fig. 69b-c)	3
3a	Phloem with collapsed sieve-tube elements (4.1.2, fig. 64)	4
3b	Phloem without collapsed sieve-tube elements	Rubus fruticosus
4a	Crystal sand in ray parenchyma cells (4.1.2, fig. 66)	Fraxinus excelsior
4b	Not so	5
5a	Phloem with polyhedral crystals in parenchyma cells (4.1.2, fig. 63)	6
5b	Phloem without polyhedral crystals	Corylus avellana Fagus sylvatica Quercus petraea Quercus robur
6a	Aggregate rays build large sclereid groups in the phloem (4.1.2, fig. 66e)	Alnus glutinosa Alnus incana Betula pendula
6b	Not so	7
7a	Phloem with band(s) of sclereids/fibre-sclereids (4.1.2, fig. 62)	Acer pseudoplatanus
7b	Phloem without bands of sclereids/fibre-sclereids	Ilex aquifolium
8a	Phloem with collapsed sieve-tube elements (4.1.2, fig. 64)	9
8b	Phloem without collapsed sieve-tube elements	16
9a	Crystal sand in phloem parenchyma cells (4.1.2, fig. 63c-d)	Sambucus nigra Sambucus racemosa
9b	Phloem without crystal sand	10
10a	Cortex with ducts (4.2.2, fig. 74)	Hedera helix Ulmus carpinifolia Ulmus glabra
10b	Cortex without ducts	11
11a	Phloem with polyhedral crystals in parenchyma cells (4.1.2, fig. 63)	12
11b	Phloem without polyhedral crystals	13

12a	Initial periderm in the phloem (4.3.3, fig. 83)	Vitis vinifera
12b	No periderm in one- to four-year-old twigs	Rosa canina
12c	Initial periderm between cortex and epidermis (4.3.3, fig. 81)	Acer campestre Acer platanoides Populus alba Populus nigra Populus tremula Salix alba Salix caprea Salix purpurea
13a	No periderm	Viscum album
13b	Initial periderm between cortex and epidermis (4.3.3, fig. 81)	14
14a	No crystals in phloem and cortex	Ligustrum vulgare
14b	Phloem with druses (4.1.2, figs. 62-63)	15
15a	Nonconducting phloem tissue splits radially along the rays	Prunus mahaleb Prunus padus Prunus spinosa
15b	Phloem without radial splits	Viburnum lantana Viburnum opulus
16a	No periderm	Viscum album
16b	Initial periderm between phloem and cortex (4.3.3, fig. 82)	Rubus fruticosus Rubus idaeus
16c	Initial periderm between cortex and epidermis (4.3.3, fig. 81)	17
17a	Strong ray dilatation by cell augmentation (4.1.2, fig. 65c-d)	Tilia cordata Tilia platyphyllos
17b	Not so	18
18a	Phloem with fibre-sclereids in patches and tangential bands (4.1.2, fig. 62)	Salix caprea Salix purpurea
18b	Phloem without fibre-sclereids, solitary sclereids may be present	Cornus mas Cornus sanguinea
19a	Periderms build repeatedly regular layers of thin-walled and of compressed cells (4.3.3, fig. 84b)	Lonicera nigra Lonicera periclymenum Lonicera xylosteum
19b	Not so	20
20a	Cortex with ducts (4.2.2, fig. 74)	Frangula alnus
20b	Cortex without ducts	21

21a In transverse sections twelve phloem fields occur, alternating larger and smaller ones, separated from each other by wide rays

Clematis vitalba

21b Not so

Cornus mas

Key deciduous wood: bark

Numbers and figures refer to the feature descriptions of deciduous wood.

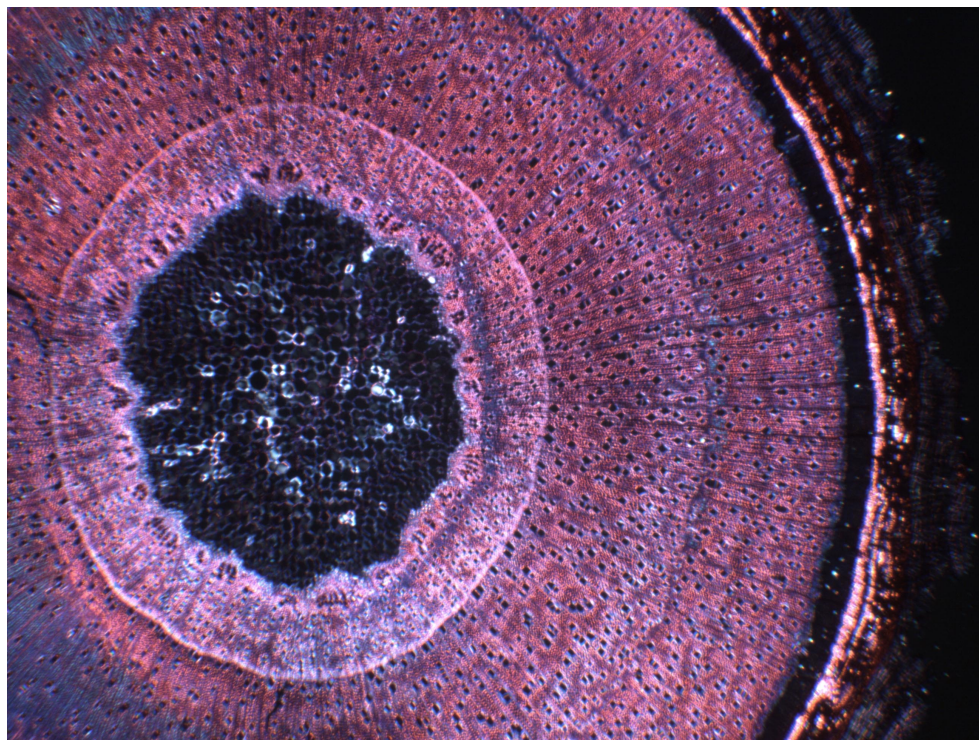
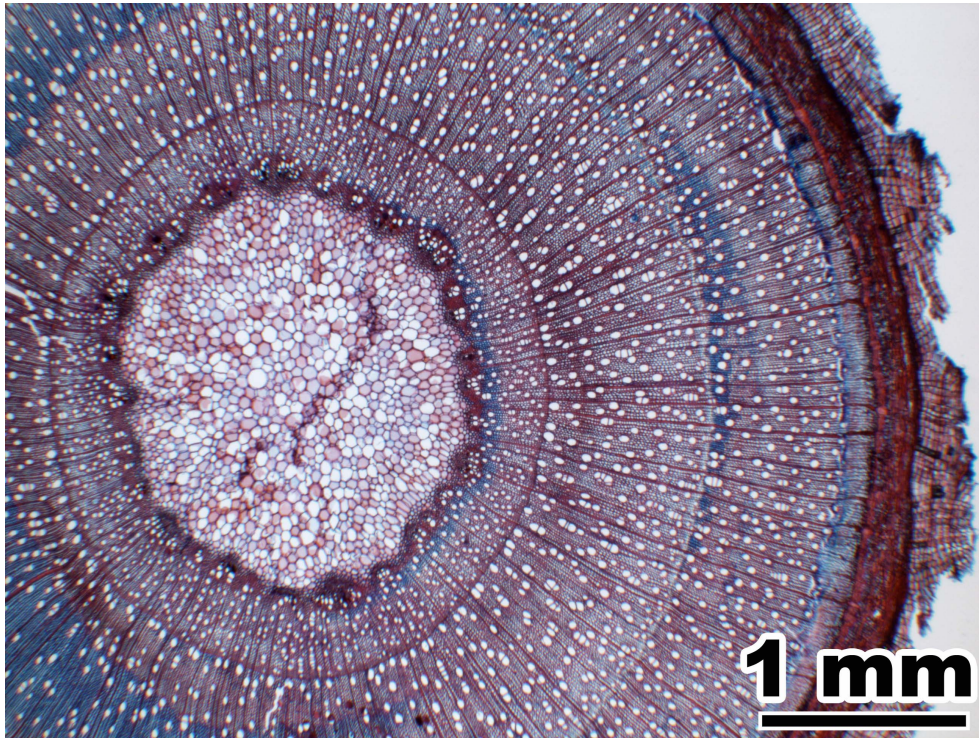
1a	Primary phloem present as fibre-sclereids (4.1.4)	go to 2
1b	No primary phloem present	19
2a	Primary phloem present as patches of fibre-sclereids (4.1.4, fig. 68)	8
2b	Primary phloem present as fibre-sclereids and sclereids, often as a closed band or ring (4.1.4, fig. 69b-c)	3
3a	Phloem with collapsed sieve-tube elements (4.1.2, fig. 64)	4
3b	Phloem without collapsed sieve-tube elements	Rubus fruticosus
4a	Crystal sand in ray parenchyma cells (4.1.2, fig. 66)	Fraxinus excelsior
4b	Not so	5
5a	Phloem with polyhedral crystals in parenchyma cells (4.1.2, fig. 63)	6
5b	Phloem without polyhedral crystals	Corylus avellana Fagus sylvatica Quercus petraea Quercus robur
6a	Aggregate rays build large sclereid groups in the phloem (4.1.2, fig. 66e)	Alnus glutinosa Alnus incana Betula pendula
6b	Not so	7
7a	Phloem with band(s) of sclereids/fibre-sclereids (4.1.2, fig. 62)	Acer pseudoplatanus
7b	Phloem without bands of sclereids/fibre-sclereids	Ilex aquifolium
8a	Phloem with collapsed sieve-tube elements (4.1.2, fig. 64)	9
8b	Phloem without collapsed sieve-tube elements	16
9a	Crystal sand in phloem parenchyma cells (4.1.2, fig. 63c-d)	Sambucus nigra Sambucus racemosa
9b	Phloem without crystal sand	10
10a	Cortex with ducts (4.2.2, fig. 74)	Hedera helix Ulmus carpinifolia Ulmus glabra
10b	Cortex without ducts	11
11a	Phloem with polyhedral crystals in parenchyma cells (4.1.2, fig. 63)	12
11b	Phloem without polyhedral crystals	13

12a	Initial periderm in the phloem (4.3.3, fig. 83)	Vitis vinifera
12b	No periderm in one- to four-year-old twigs	Rosa canina
12c	Initial periderm between cortex and epidermis (4.3.3, fig. 81)	Acer campestre Acer platanoides Populus alba Populus nigra Populus tremula Salix alba Salix caprea Salix purpurea
13a	No periderm	Viscum album
13b	Initial periderm between cortex and epidermis (4.3.3, fig. 81)	14
14a	No crystals in phloem and cortex	Ligustrum vulgare
14b	Phloem with druses (4.1.2, figs. 62-63)	15
15a	Nonconducting phloem tissue splits radially along the rays	Prunus mahaleb Prunus padus Prunus spinosa
15b	Phloem without radial splits	Viburnum lantana Viburnum opulus
16a	No periderm	Viscum album
16b	Initial periderm between phloem and cortex (4.3.3, fig. 82)	Rubus fruticosus Rubus idaeus
16c	Initial periderm between cortex and epidermis (4.3.3, fig. 81)	17
17a	Strong ray dilatation by cell augmentation (4.1.2, fig. 65c-d)	Tilia cordata Tilia platyphyllos
17b	Not so	18
18a	Phloem with fibre-sclereids in patches and tangential bands (4.1.2, fig. 62)	Salix caprea Salix purpurea
18b	Phloem without fibre-sclereids, solitary sclereids may be present	Cornus mas Cornus sanguinea
19a	Periderms build repeatedly regular layers of thin-walled and of compressed cells (4.3.3, fig. 84b)	Lonicera nigra Lonicera periclymenum Lonicera xylosteum
19b	Not so	20
20a	Cortex with ducts (4.2.2, fig. 74)	Frangula alnus
20b	Cortex without ducts	21

- | | | |
|-----|--|-------------------------|
| 21a | In transverse sections twelve phloem fields occur, alternating larger and smaller ones, separated from each other by wide rays | Clematis vitalba |
| 21b | Not so | Cornus mas |

Acer campestre L.

(Sapindaceae)



Acer campestre L. (Sapindaceae)

Pith

Transverse section (1-9)

Shape round to oval, with wavy outline (1-4; 2 = 1 in xpl, 4 = 3 in xpl). Pith in most specimens heterocellular (thin-walled angular and thick-walled round cells), rarely homocellular (only thin-walled angular cells), with medullary sheath. All cell walls lignified. **Thin-walled pith cells** (5-8) angular with six to eight angles, 30-80 µm in diameter (marginal cells may be radially stretched up to 150 µm), double wall diameter 1-1.5 µm. Most cells without pits, few cells with pits of 1-3 µm diameter (8). No intercellulars. In the pith tissue of heterocellular specimens interspersed are some round, **thick-walled cells**, 30-60 µm in diameter, simple wall diameter 2-4 µm. Many tiny oval pits (6-7; 7 = 6 in xpl). Some parenchyma cells show a circular arrangement, either with a thick- or a thin-walled cell in the centre (5, 8). **Medullary sheath cells** (9) oval, 10-25 µm in diameter, double wall diameter 2-3 µm. Many tiny pits. Many small intercellulars. The pith appears dark in polarized light (with light thick-walled cells in heterocellular specimens), the medullary sheath appears light (2, 4).

Radial section (10-13)

Cells in straight axial rows (10-11; 11 = 10 in xpl). All cell walls lignified. **Thin-walled pith cells** rectangular, square to slightly axially or radially elongated, 20-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter (12). No intercellulars. In most specimens **thick-walled cells** occur (11: glowing cells in polarized light, 12: cell column on the right) in axial rows, groups and solitary, cells 60-120 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 4-8 µm. **Medullary sheath cells** (13) rectangular, square to slightly axially elongated, 10-30 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-3 µm. Many tiny pits. Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (14-15)

Surrounding the pith 17-25 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, partly thick-walled (15, arrows), in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to three tracheae per row. Some metaxylem tracheae filled with tannins. The vascular bundles are connected and partly surrounded by thick-walled fibres (15) (tissue of secondary xylem).

Secondary xylem

Transverse section (16)

The first tree ring starts with several layers of thick-walled fibres (14-16) which connect and partly surround the vascular bundles. Vessels and most ray cells appear only to the outside of this sclerenchymatic tissue. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (17-18)

Rays at the end of the first tree ring one to three cells wide and up to 100 cells high. High rays with several multiseriate portions. All ray cells procumbent, or radial rows of procumbent and of square to axially elongated cells intermixed.

Bark

Transverse section (19-26)

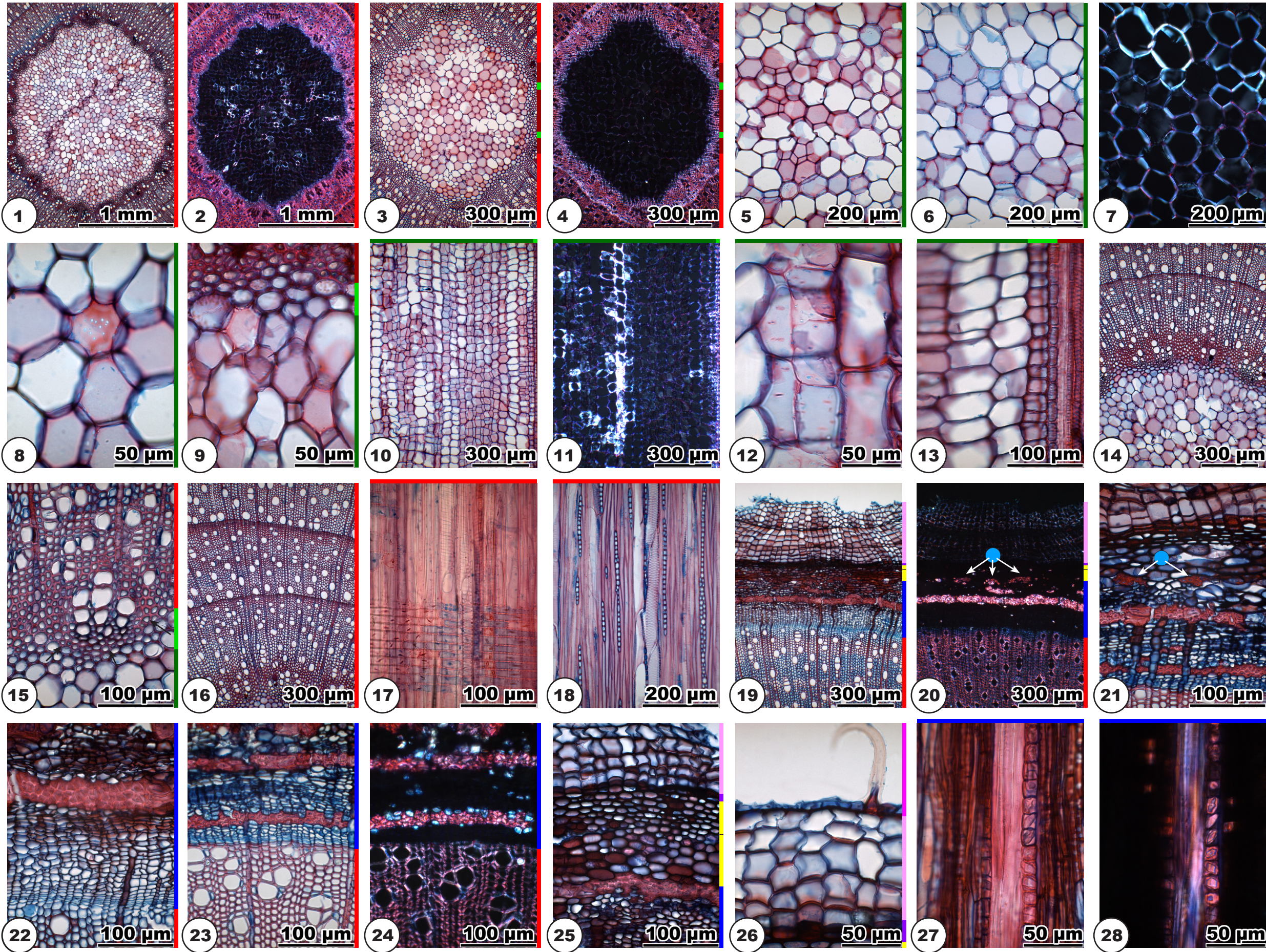
Bark general view: 19-20; 20 = 19 in xpl. **Phloem** (21-24) consists of sieve tube elements, parenchyma cells, fibre-sclereids and sclereids. One to eight tangential layers of sieve tube elements alternate with one to eight tangential layers of parenchyma cells. Some parenchyma cells with polyhedral crystals. Collapsed sieve tube elements present. Fibre-sclereids in tangential bands, only interrupted by some rays. Fibre-sclereid bands (23-24; 24 = 23 in xpl) develop from parenchyma bands, with sclereid cells developing from ray cells. Fibre-sclereid/sclereid bands often bordered by crystal cells (24). Ray dilatation usually by cell extension (21), rarely by cell augmentation. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (20-21, arrows). **Cortex** (25): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 15-40 µm in diameter, oval, some polyhedral crystals, with many intercellulars. Outer cells thick-walled, 10-20 µm in diameter, oval, no intercellulars. Some specimens with groups of fibres in the cortex. **Periderm** (25-26) thick already in one-year-old twigs. Phelloderm one to two cell layers thick. Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells (26) thin-walled, with few hairs. The epidermis is torn already in one-year-old twigs.

Radial section (27-28)

Phloem: Axial multiples of crystal cells in phloem. Fibre-sclereid/sclereid bands often bordered by crystal cells (27-28; 28 = 27 in xpl).

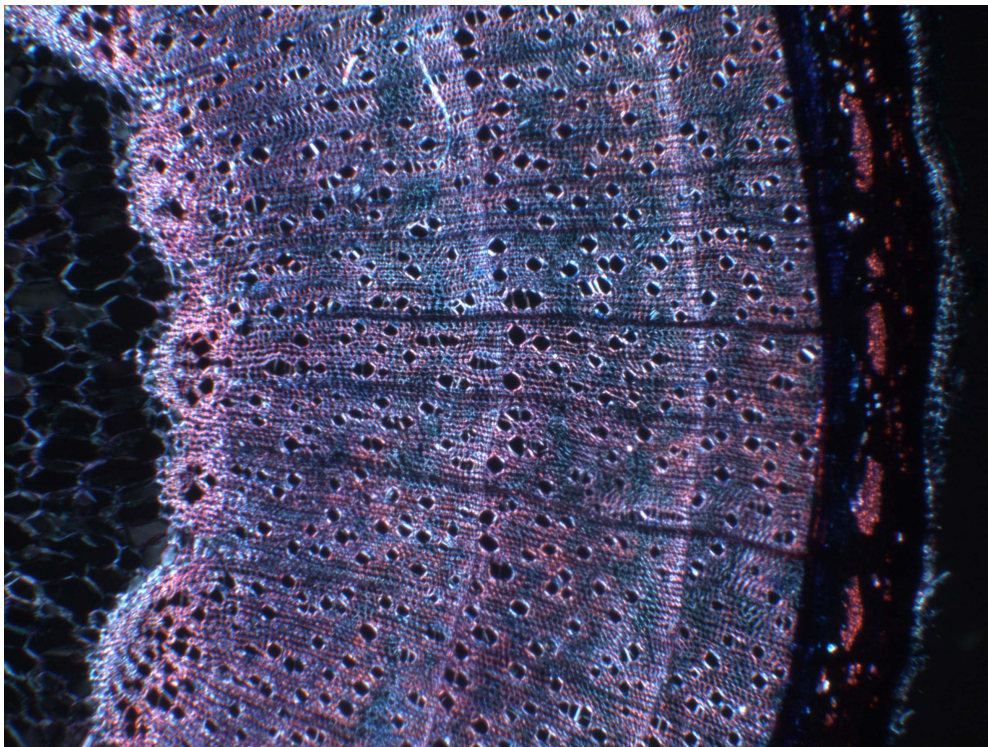
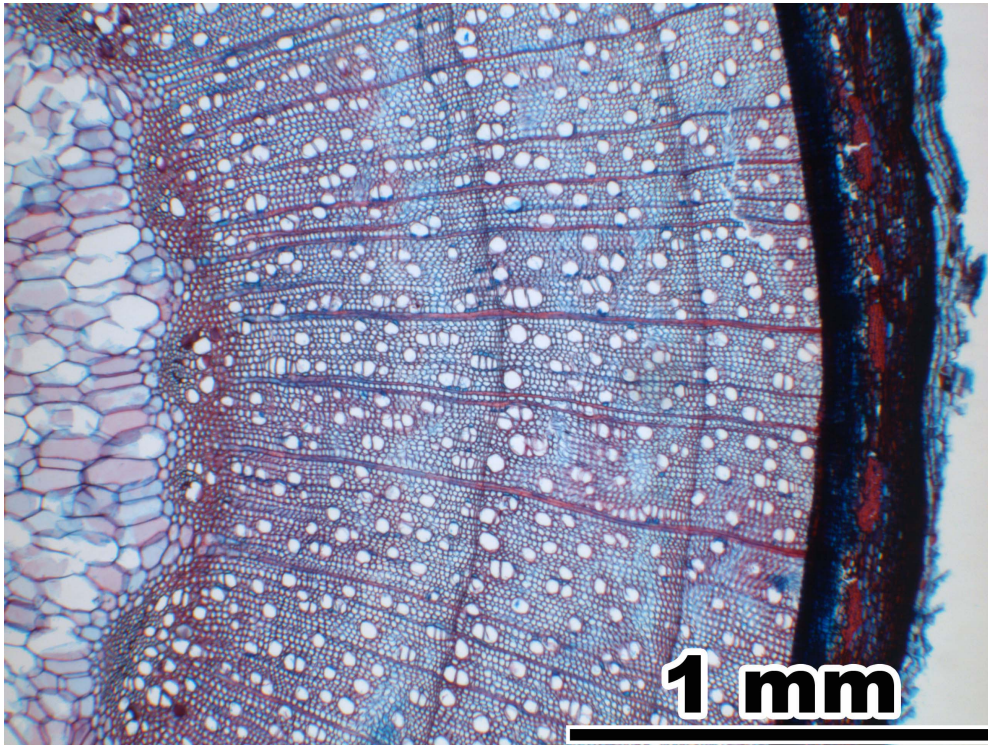
Acer campestre L.

Sapindaceae



Acer platanoides L.

(Sapindaceae)



Acer platanoides L. (Sapindaceae)

Pith

Transverse section (1-5)

Shape round to oval, with wavy outline (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith homocellular, with medullary sheath. All cell walls lignified. **Pith cells** (3, 4) angular with six to eight angles, 30-100 µm in diameter (marginal cells may be radially stretched up to 180 µm (5, 10, 14)), double wall diameter 1-1.5 µm. Most cells without pits, rarely cells with pits of <1-3 µm diameter (4). No intercellulars. Some specimens show parenchyma cells with circular arrangement.

Medullary sheath cells (5) oval, 10-30 µm in diameter, double wall diameter 2.5-4 µm. Many tiny pits. Many small intercellulars. The pith appears dark in polarized light, the medullary sheath appears light (2).

Radial section (6-9)

Cells in straight axial rows (6-7, 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified. **Pith cells** rectangular, square to slightly axially or radially elongated, 40-120 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Round to oval pits of 1-6 µm diameter (8). No intercellulars. **Medullary sheath cells** (9) rectangular, square to slightly axially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-3 µm. Many tiny pits. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (10-12)

Surrounding the pith 17-25 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, partly thick-walled, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to three tracheae per row. Some metaxylem tracheae filled with tannins. The vascular bundles are connected and partly surrounded by thick-walled fibres (12, 14) (tissue of secondary xylem).

Secondary xylem

Transverse section (13-14)

The first tree ring starts with several layers of thick-walled fibres (14) which connect and partly surround the vascular bundles. Vessels and most ray cells appear only to the outside of this sclerenchymatic tissue. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (15-16)

Rays at the end of the first tree ring one to two cells wide and up to 100 cells high. High rays optionally with several multiseriate portions. All ray cells procumbent, or radial rows of procumbent and of square to axially elongated cells intermixed.

Bark

Transverse section (17-22)

Bark general view: 17-19; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (20) consists of sieve tube elements, parenchyma cells, fibre-sclereids and sclereids. One to eight tangential layers of sieve tube elements alternate with one to eight tangential layers of parenchyma cells. Some parenchyma cells with polyhedral crystals. Collapsed sieve tube elements present. Fibre-sclereids in tangential bands, only interrupted by some rays. Fibre-sclereid bands develop

from parenchyma bands, with sclereid cells developing from ray cells. Fibre-sclereid/sclereid bands often bordered by crystal cells. Ray dilatation usually by cell extension (20), rarely by cell augmentation. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (17-19, arrows).

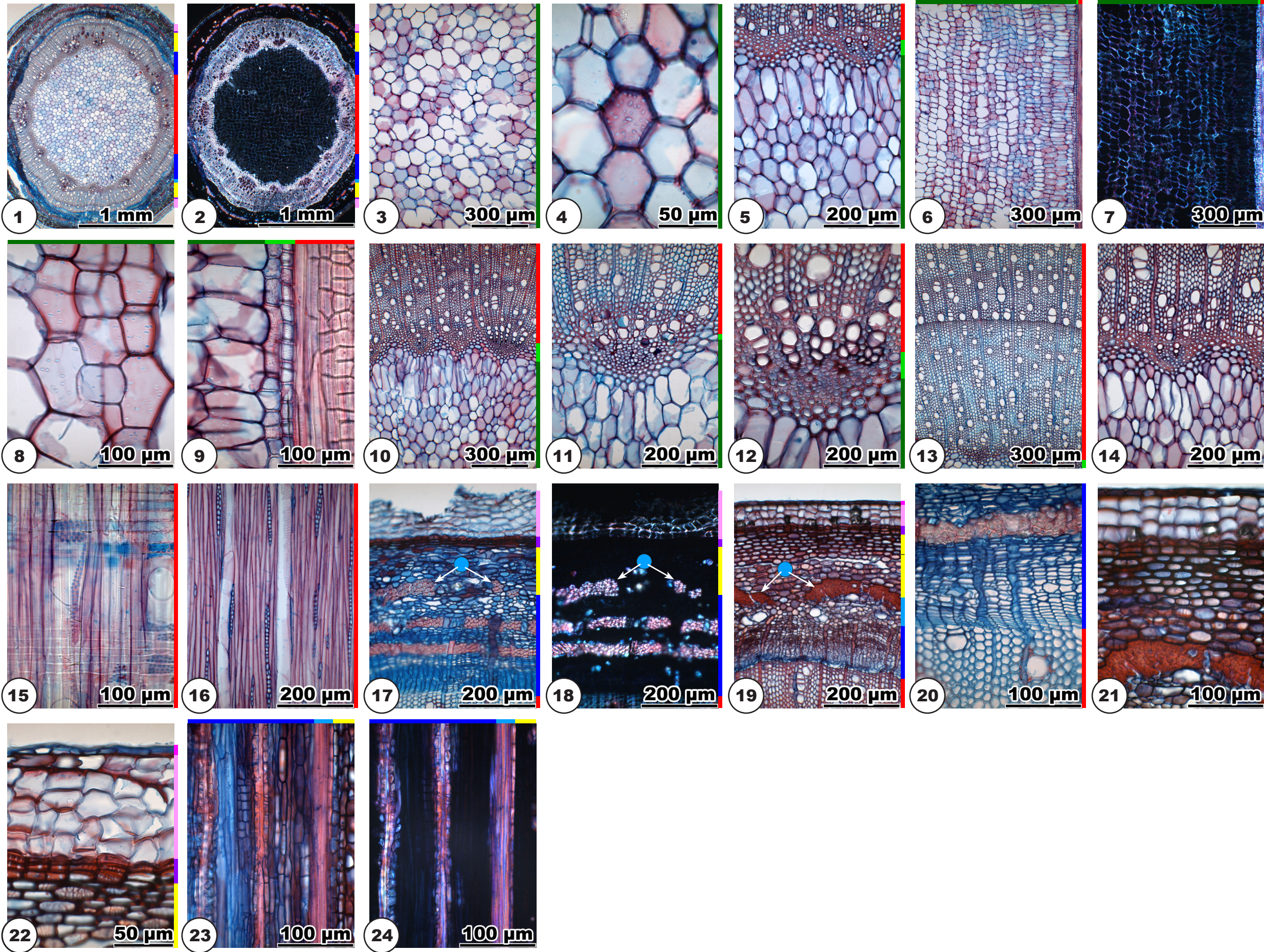
Cortex (21): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 15-40 µm in diameter, oval, some polyhedral crystals, with many intercellulars. Outer cells thick-walled, 10-30 µm in diameter, oval, no intercellulars. Some specimens with groups of fibres in the cortex. **Periderm** (21-22) thick already in one-year-old twigs. Phelloderm one to two cell layers thick. Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells (22) thin-walled, with few hairs. The epidermis is torn already in one-year-old twigs.

Radial section (23-24)

Phloem: Axial multiples of crystal cells in phloem. Fibre-sclereid/sclereid bands often bordered by crystal cells (23-24; 24 = 23 in xpl).

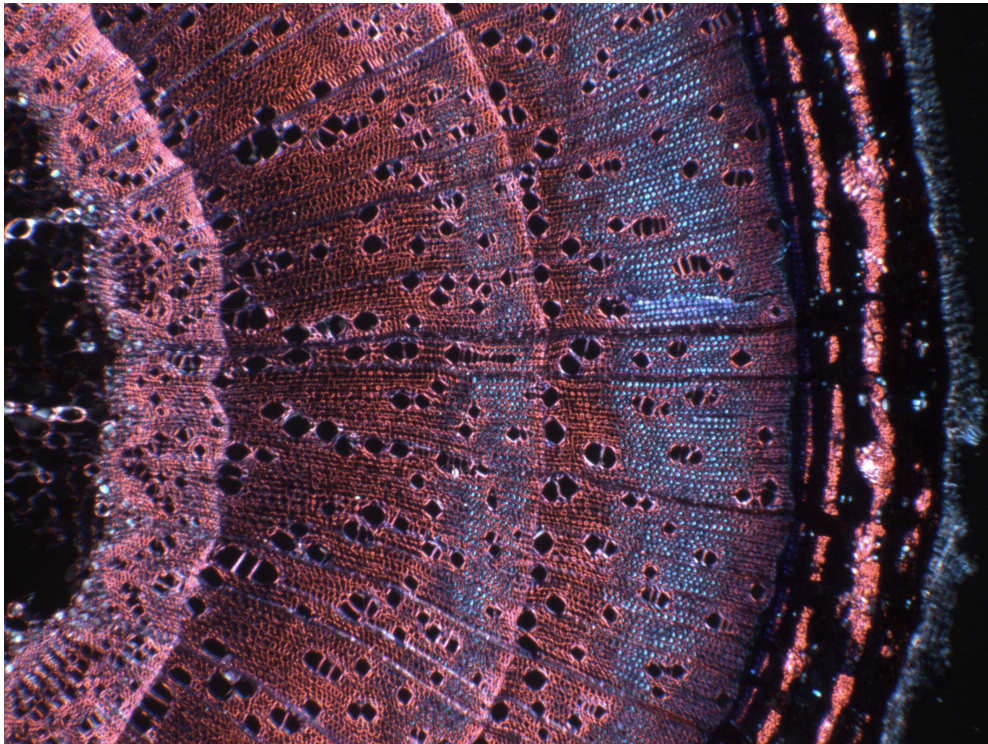
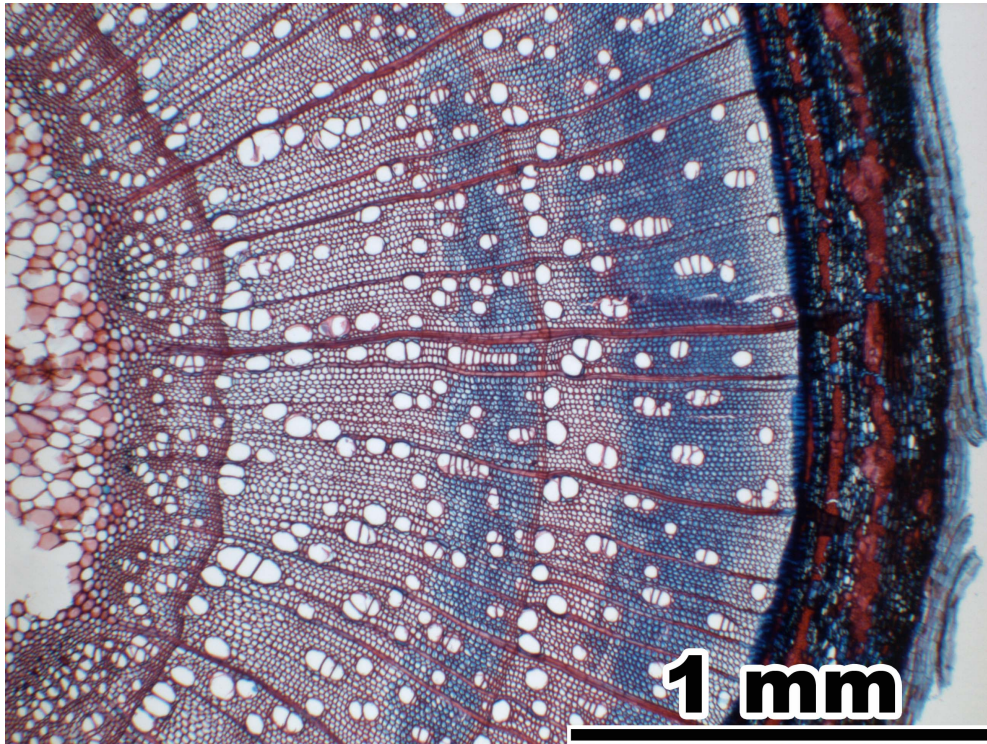
Acer platanoides L.

Sapindaceae



***Acer pseudoplatanus* L.**

(Sapindaceae)



Acer pseudoplatanus L. (Sapindaceae)

Pith

Transverse section (1-7)

Shape round to oval, with wavy outline (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (thin-walled angular and thick-walled round cells, few cells with polyhedral crystals), with medullary sheath. All cell walls lignified. **Thin-walled pith cells** (3-5; 4 = 3 in xpl) angular with five to seven angles, 30-80 µm in diameter, double wall diameter 1-1.5 µm. Marginal cells may be radially oriented. Round to oval pits of <1-3 µm diameter (5). Few cells with polyhedral crystals. No intercellulars. **Thick-walled pith cells** (3, 4, 6; 4 = 3 in xpl) round or oval, 30-60 µm in diameter, simple wall diameter 2-4 µm, many tiny oval pits (6). Some parenchyma cells show a circular arrangement, either with a thick- or a thin-walled cell in the centre. **Medullary sheath cells** (7) oval, 10-30 µm in diameter, double wall diameter 2.5-4 µm. Many tiny pits. Many small intercellulars. The pith appears dark in polarized light with light thick-walled cells, the medullary sheath appears light (2).

Radial section (8-13)

Cells in straight axial rows (8-11; 9 = 8 in xpl, 11 = 10 in xpl). All cell walls lignified. **Thin-walled pith cells** rectangular, square to radially elongated, 20-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter (12). Few cells with polyhedral crystals. No intercellulars. **Thick-walled pith cells** occur (9 and 11: glowing cells in polarized light) in axial rows, clusters and solitary, cells 20-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 4-8 µm. **Medullary sheath cells** (13) rectangular, square to slightly radially or axially elongated, 10-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-3 µm. Many tiny pits. Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (14-16)

Surrounding the pith 17-25 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, partly thick-walled (16, arrows), in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to five tracheae per row. Some metaxylem tracheae filled with tannins. The vascular bundles are connected and partly surrounded by thick-walled fibres (tissue of secondary xylem).

Secondary xylem

Transverse section (17)

The first tree ring starts with several layers of thick-walled fibres which connect and partly surround the vascular bundles (15-16, arrow). Vessels and most ray cells appear only to the outside of this sclerenchymatic tissue. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (18-19)

Rays at the end of the first tree ring one to three cells wide and up to 100 cells high. High rays with several multiseriate portions. All ray cells procumbent, or radial rows of procumbent and of square to axially elongated cells intermixed.

Bark

Transverse section (20-25)

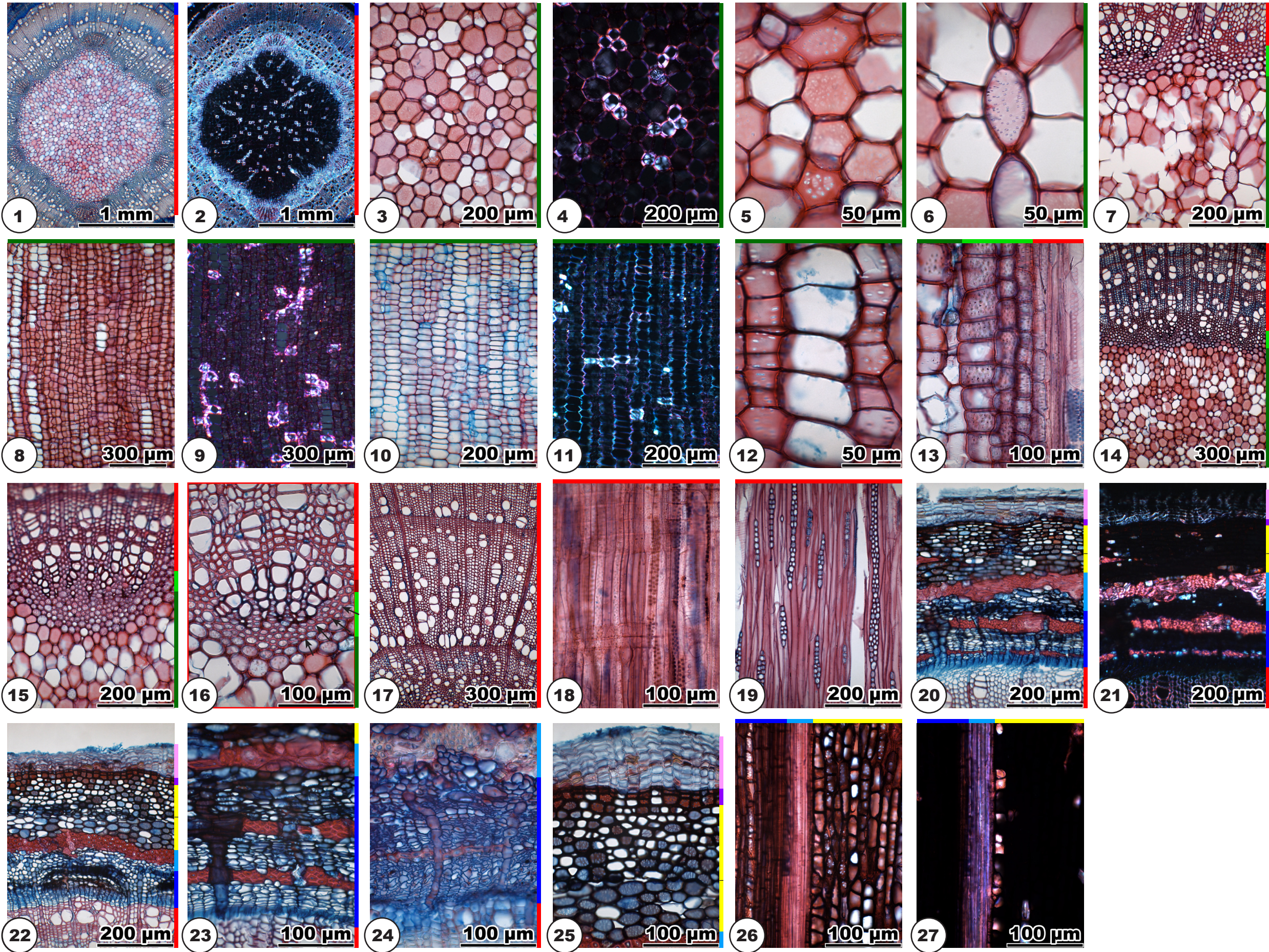
Bark general view: 20-22; 21 = 20 in xpl. **Phloem** (23-24) consists of sieve tube elements, parenchyma cells, fibre-sclereids and sclereids. One to eight tangential layers of sieve tube elements alternate with one to eight tangential layers of parenchyma cells. Some parenchyma cells with polyhedral crystals. Collapsed sieve tube elements present. Fibre-sclereids in tangential bands, only interrupted by some rays. Fibre-sclereid bands (23) develop from parenchyma bands, with sclereid cells developing from ray cells. Fibre-sclereid bands often bordered by crystal cells. Ray dilatation usually by cell extension (24), rarely by cell augmentation (23). Primary phloem appears as a band of fibre-sclereids and sclereids (20-23). **Cortex** (25): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 20-50 µm in diameter, oval, some polyhedral crystals, with many intercellulars. Outer cells thick-walled, 10-30 µm in diameter, oval, no intercellulars. Some specimens with groups of fibres in the cortex. **Periderm** (20, 22, 25) thick already in one-year-old twigs. Phelloderm one to two cell layers thick. Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells with a small tangential band of cells with yellow or brown contents. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** not preserved already in one-year-old twigs.

Radial section (26-27)

Phloem: Axial multiples of crystal cells in phloem. Fibre-sclereid bands often bordered by crystal cells (26-27; 27 = 26 in xpl).

Acer pseudoplatanus L.

Sapindaceae



Differences between *Acer campestre*, *Acer platanoides* and *Acer pseudoplatanus*

Pith

A. campestre

Transverse section: Thin-walled angular and thick-walled round cells (may lack), few pits.

Radial section: Thin-walled cells 20-60 µm high, thick-walled cells 60-120 µm high.

A. platanoides

Transverse section: Thin-walled angular cells, pits occur rarely.

Radial section: Thin-walled cells 40-120 µm high.

A. pseudoplatanus

Transverse section: Thin-walled angular and thick-walled round cells, many pits.

Radial section: Thin- and thick-walled cells 20-60 µm high.

Bark

A. campestre, A. platanoides

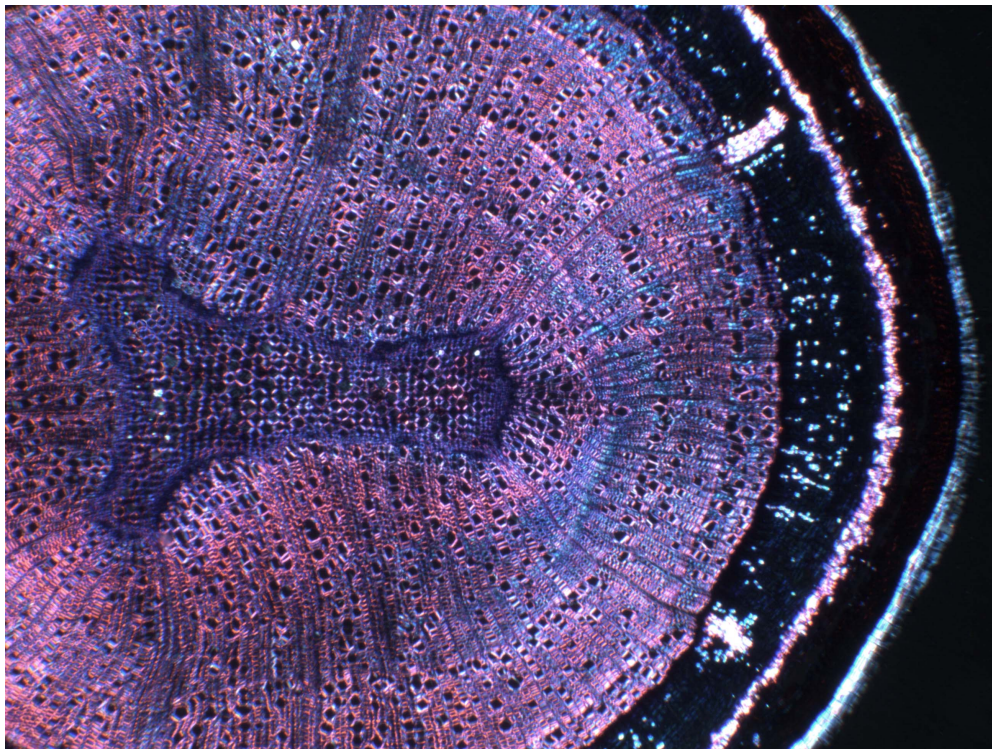
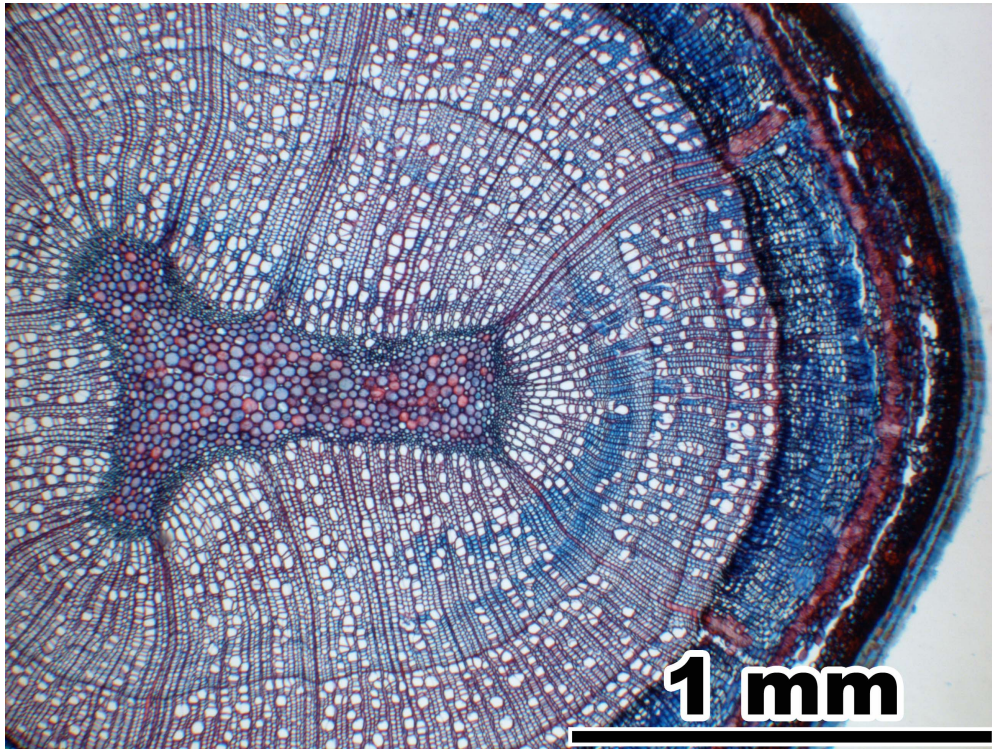
Transverse section: Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells. Epidermis cells thin-walled, with few hairs.

A. pseudoplatanus

Transverse section: Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells with a small tangential band of cells with yellow or brown contents. Epidermis not preserved already in one-year-old twigs.

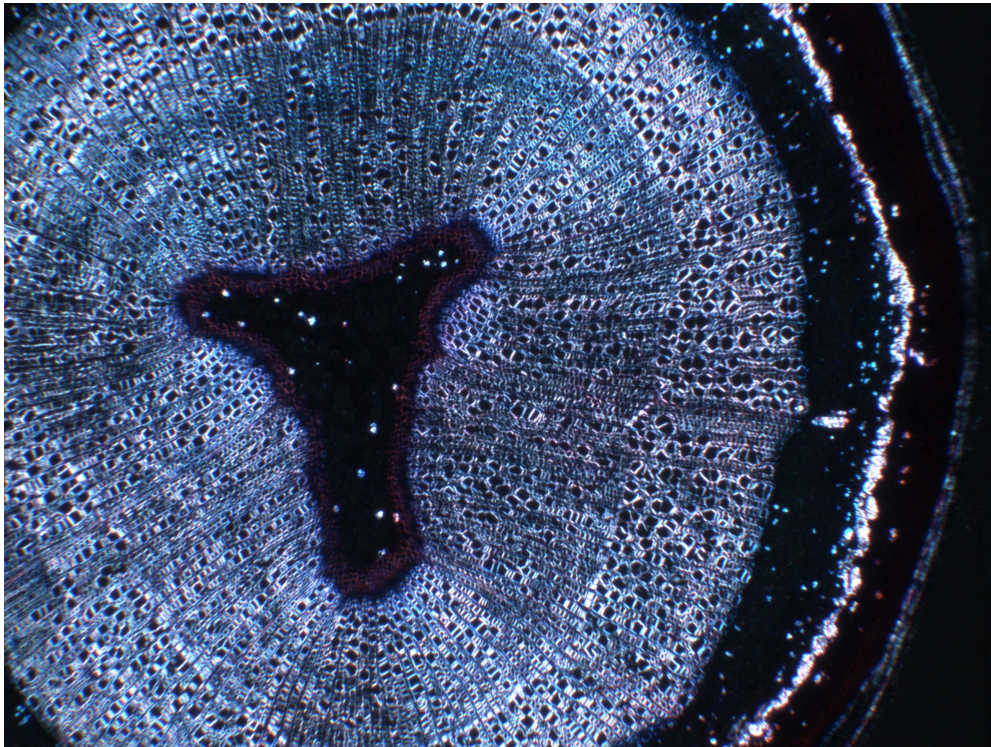
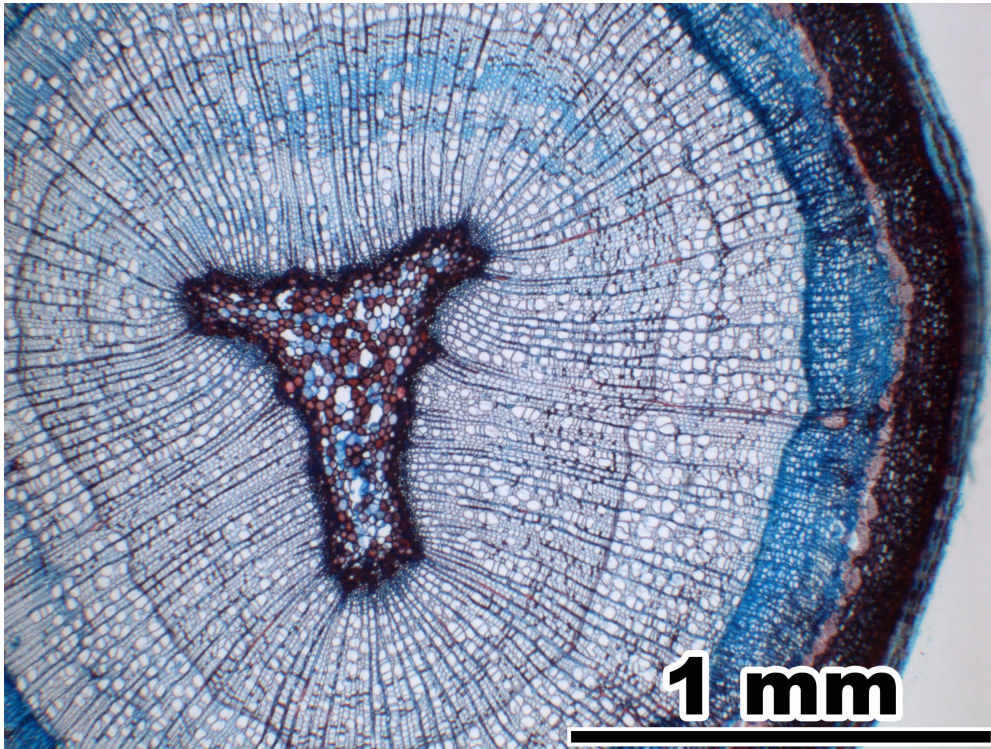
***Alnus glutinosa* L. (GAERTNER)**

(Betulaceae)



***Alnus incana* (L.) MOENCH**

(Betulaceae)



***Alnus glutinosa* L. (GAERTNER), *Alnus incana* (L.) MOENCH (Betulaceae)**

Pith

Transverse section (*A. g.* 1-5, *A. i.* 1-7)

Shape trilobate (*A. g.* and *A. i.* 1-2; 2 = 1 in xpl, see also fotos on previous two pages). Beginning pith cavity may be present. Pith heterocellular (some cells with druses), with medullary sheath (*A. incana*). All cell walls lignified, or lignified and non lignified cells intermixed, or all cell walls non lignified except some cells on the border. Medullary sheath cells always lignified. **Pith cells** (*A. g.* 3-4, *A. i.* 3-7) round, 15-50 µm in diameter, double wall diameter 1-1.5 µm (non lignified walls) or 3-5 µm (lignified walls). Round to oval pits of 1-4 µm diameter (*A. g.* 4, *A. i.* 5). Some cells with druses, cells with druses thin-walled, often unlignified and torn (*A. i.* 3-4; 4 = 3 in xpl, druses glow in polarized light). Many small, some medium-sized and large intercellulars (*A. g.* 4, *A. i.* 3, 5, 7), large intercellulars predominantly in the pith's centre. **Medullary sheath cells** (*A. g.* 5, *A. i.* 6-7) in *A. glutinosa* appear only in or near a nodium, cells often filled with dark stained substances (*A. g.* 5). Medullary sheath cells in *A. incana* oval, 10-25 µm in diameter, often filled with dark stained substances (*A. i.* 6, 13). Double wall diameter 2-2.5 µm. Many small intercellulars (*A. i.* 6-7). In polarized light, the pith appears dark (non lignified cells) or light (lignified cells) with lighter medullary sheath and glowing druses (*A. g.* 2, *A. i.* 2).

Radial section (*A. g.* 6-9, *A. i.* 8-11)

Cells in straight or slightly undulating axial rows (*A. g.* 6-7; 7 = 6 in xpl, *A. i.* 8-9; 9 = 8 in xpl). All cell walls lignified, or lignified and non lignified cells intermixed, or all cell walls non lignified except some cells on the border. **Pith cells** (*A. g.* 8-9, *A. i.* 10) rectangular, square to slightly axially or radially elongated, 15-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm (non lignified walls) or 3-5 µm (lignified walls). Many round to oval pits of 1-3 µm (*A. glutinosa*) or of 2-6 µm (*A. incana*) diameter (*A. g.* 9, *A. i.* 10). Cells with small druses solitary or in axial multiples. Some large axially oriented intercellulars (*A. g.* 8). **Medullary sheath cells** (*A. i.* 11) rectangular, square to axially elongated, 10-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-2 µm. Many round pits of 1 µm diameter. Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*A. g.* 10-11, *A. i.* 12-13)

Primary xylem distributed in a hollow cylinder around the pith only interrupted by rays (*A. g.* 10, *A. i.* 12), or primary xylem predominantly around the tips of the lobes. Parenchyma cells oval or angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of one to two tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (*A. g.* 12-13, *A. i.* 14-15)

First tree ring like the later tree rings, vessels may be smaller and less numerous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows. Aggregate rays may occur.

Radial and tangential section (*A. g.* 14-15, *A. i.* 16-17)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate and four to 20 cells high, few rays >100 cells high.

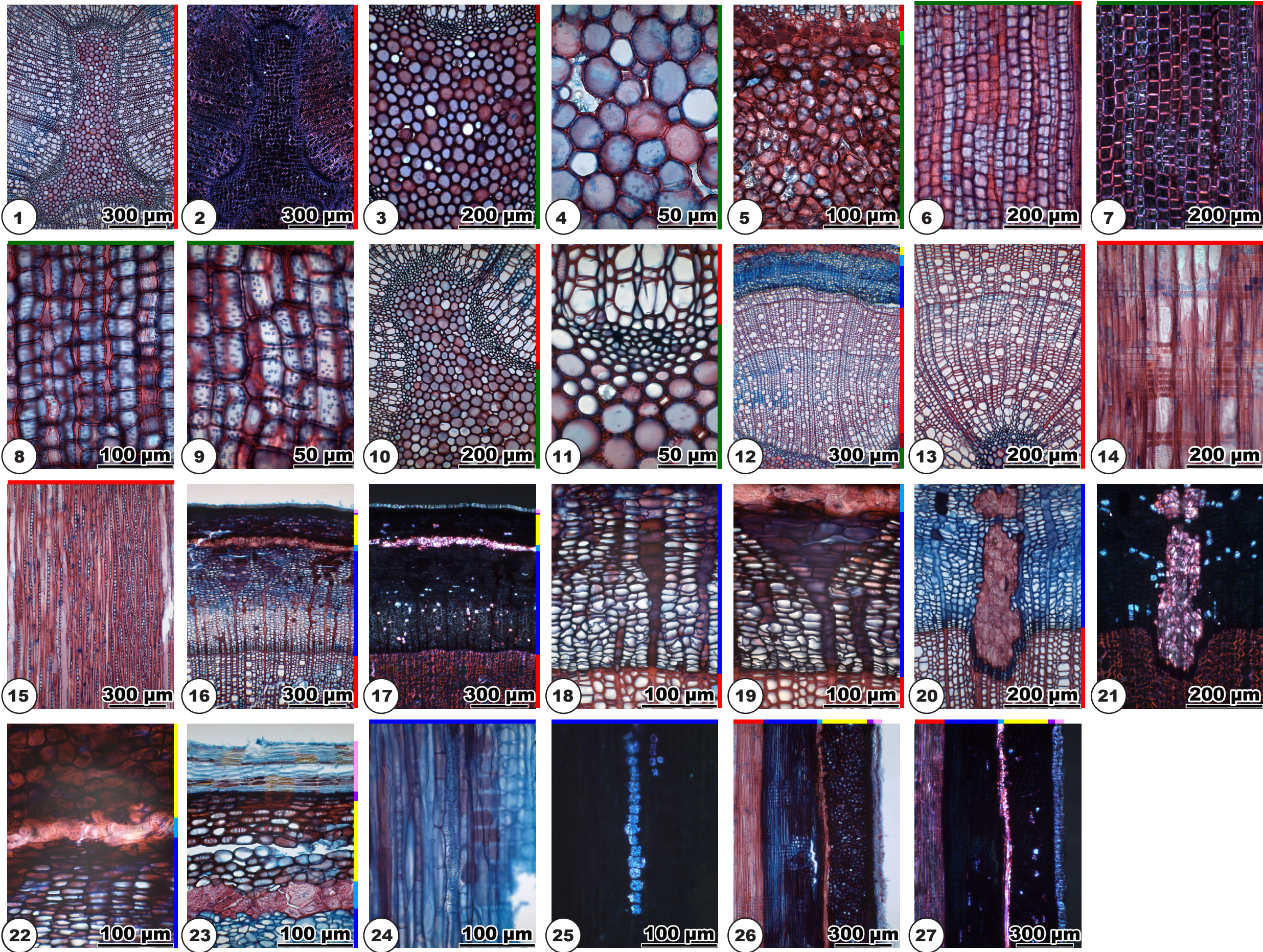
Bark

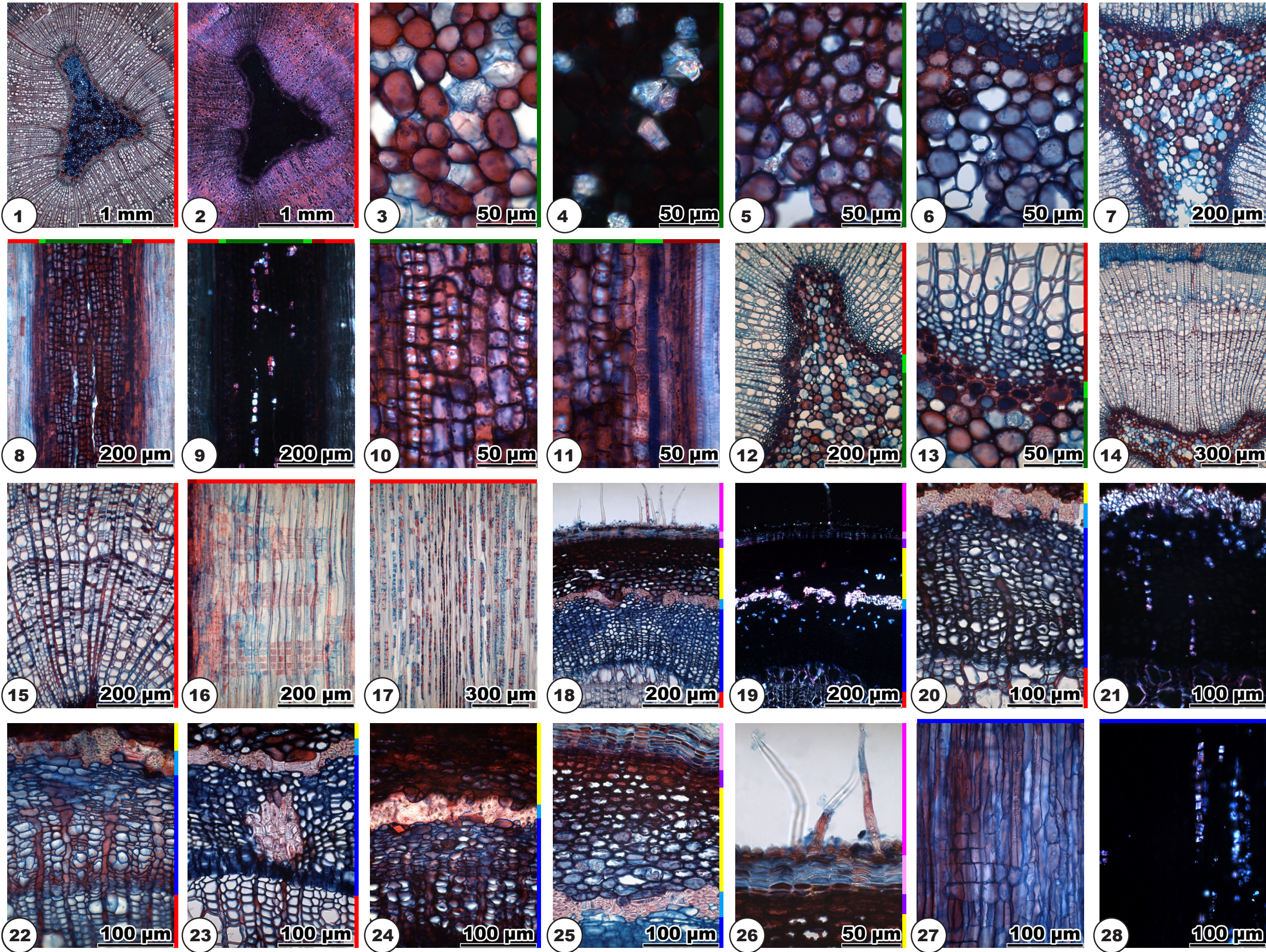
Transverse section (*A. g.* 16-23, *A. i.* 18-26)

Bark general view: *A. g.* 16-17; 17 = 16 in xpl, *A. i.* 18-19; 19 = 18 in xpl. **Phloem** (*A. g.* 16-21, *A. i.* 18-24) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Solitary sclereids or small groups of sclereids may be interspersed. Some parenchyma cells with druses or polyhedral crystals (*A. g.* 17, *A. i.* 19: crystals glow in xpl), druses in ray cells may occur (*A. i.* 20-21; 21 = 20 in xpl: druses glow in xpl). Collapsed sieve tube elements present. Ray dilatation by cell extension and cell augmentation (*A. g.* 18-19, *A. i.* 22). Aggregate rays build groups of radially elongated sclereids, some of them with large rhomboid crystals (*A. g.* 20-21; 21 = 20 in xpl, *A. i.* 23). Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids which build together with sclereids a hollow cylinder, often with irregular edges (*A. g.* 22, *A. i.* 20-24). **Cortex** (*A. g.* 23, *A. i.* 25) with roundish thick-walled cells, 20-50 µm in diameter, some druses. Many intercellulars in the tissue to the inside, no intercellulars in the tissue to the outside. Some specimens show thin-walled cells in the tissue to the inside with smooth transition to thick-walled cells in the tissue to the outside. **Periderm** (*A. g.* 23, *A. i.* 26): phelloderm consists of two to four cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of thin-walled cork cells, many of them with yellow or brownish contents, some specimens with tangential layers of stained cork. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells thin-walled, with few hairs (*A. i.* 26), often not preserved already in one-year-old twigs.

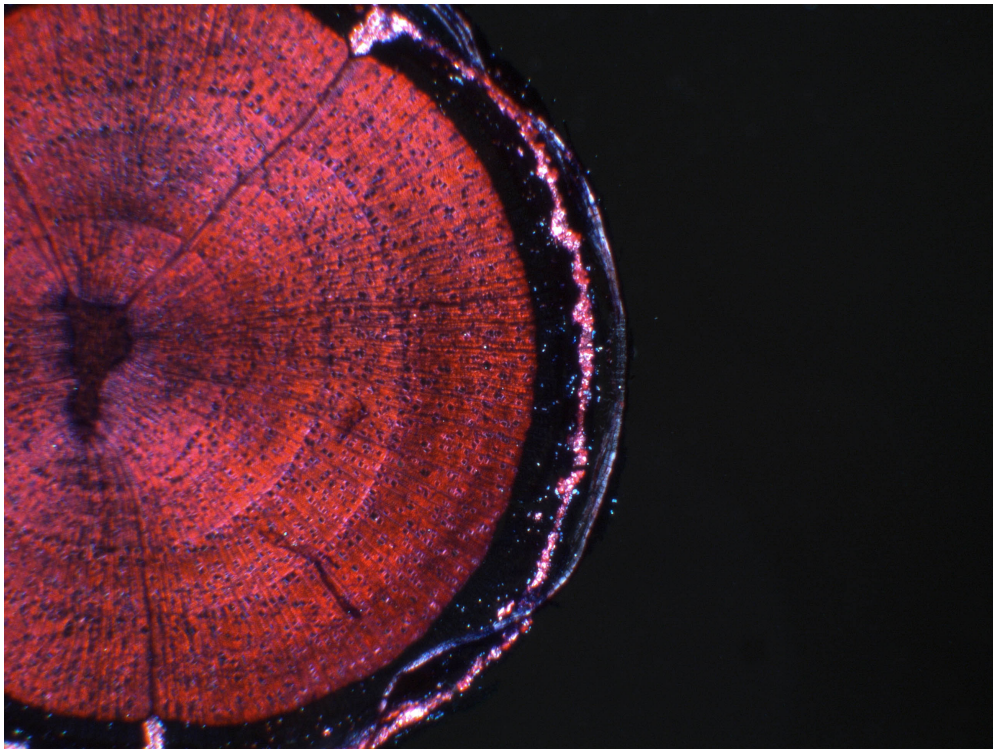
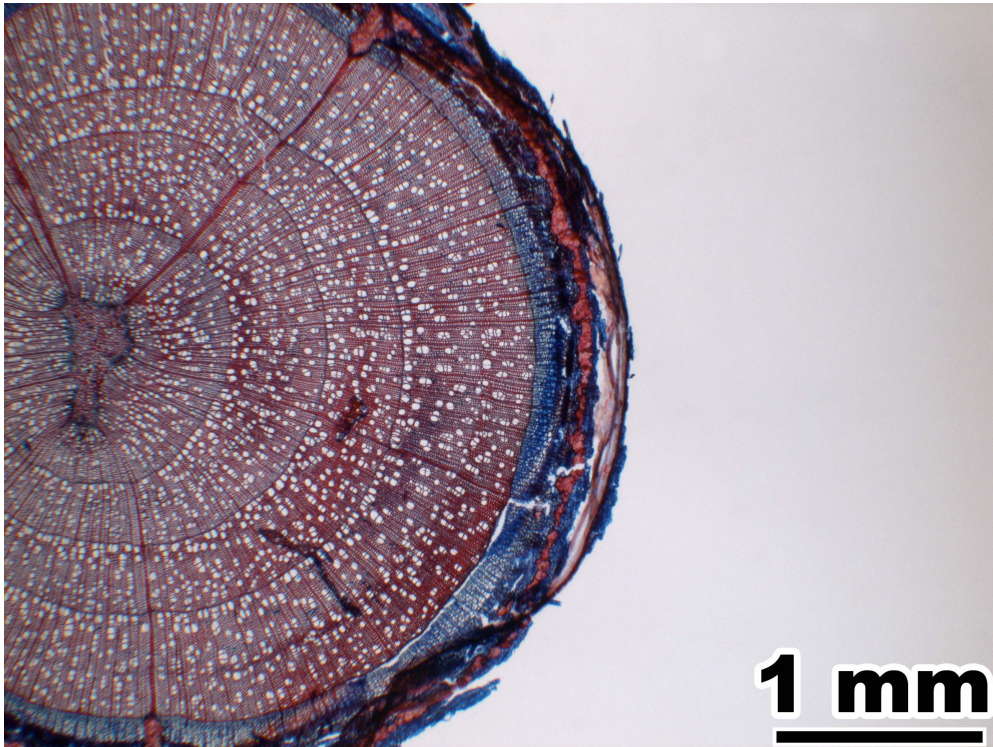
Radial section (*A. g.* 24-27, *A. i.* 27-28)

Phloem with axial multiples of cells with druses or polyhedral crystals (*A. g.* 24-25; 25 = 24 in xpl, *A. i.* 27-28; 28 = 27 in xpl). Cortex with solitary cells with druses (*A. g.* 26-27; 27 = 26 in xpl).





Betula pendula ROTH
(Betulaceae)



Betula pendula ROTH (**Betulaceae**)

Pith

Transverse section (1-5)

Shape irregular, with wavy outline (1-3, 10; 2 = 1 in xpl). Initial stage of pith cavity may be present. Pith heterocellular (some cells with druses or with dark contents). All cell walls lignified. Cells (4, 5) round, 5-35 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm. Round pits of <1-1.5 µm diameter. Some cells with large druses (2: druses glow in polarized light, 4) their cell walls often torn. Rarely cells with dark red contents. Some small, few medium-sized and large intercellulars (5). In polarized light, pith appears light, with glowing druses (2).

Radial section (6-9)

Cells in straight or slightly undulating axial rows (6-7; 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified. Cells (8, 9) rectangular, axially elongated, 10-40 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1.5-3 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter. Some axial intercellulars. Some solitary cells or axial multiples with large druses (7: druses glow in polarized light, 9), cell walls may be destroyed (9).

Primary xylem

Transverse section (10-12)

Primary xylem tissue organized as a hollow cylinder around the pith (10), in some specimens partly structured in vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of one to two tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (13)

Vessels in the first tree ring are often smaller and less numerous than in later tree rings. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows. Aggregate rays occur.

Radial and tangential section (14-15)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate, in aggregate rays biseriate and up to 50 cells high. High rays often with several biseriate portions. Body ray cells procumbent, often with one row of upright marginal cells.

Bark

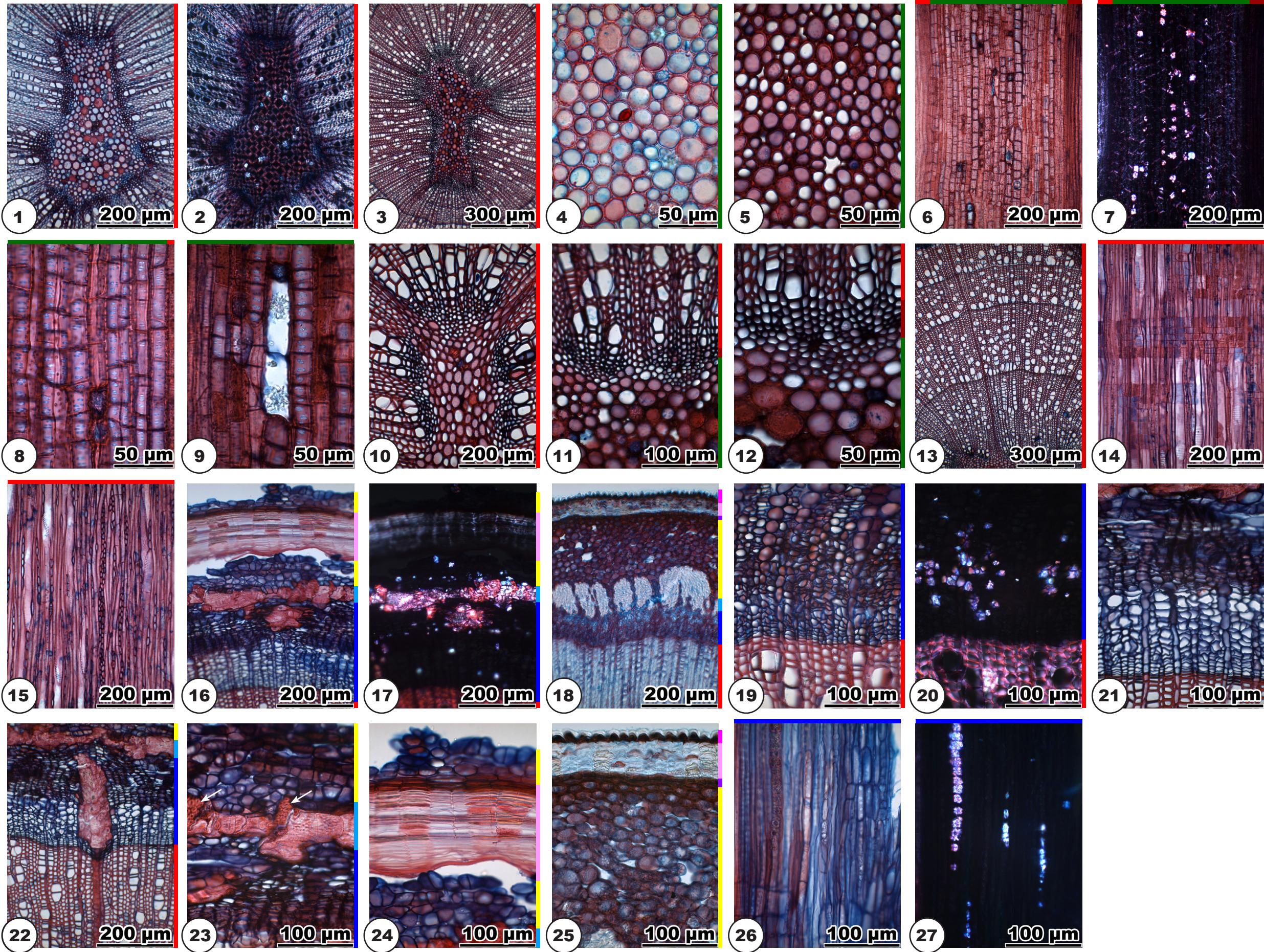
Transverse section (16-25)

Bark general view: 16-18; 17 = 16 in xpl, 18 = one year old specimen. **Phloem** (19-23; 20 = 19 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Solitary sclereids or small groups of sclereids may be interspersed. Some parenchyma cells with druses or polyhedral crystals. Collapsed sieve tube elements present. Ray dilatation by cell extension, rarely by cell augmentation (21). Aggregate rays build groups of radially elongated sclereids (22), some of them with large rhomboid crystals. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (18, 23 arrows) which build together with irregularly shaped sclereids a hollow cylinder, often with irregular edges (16, 23). **Cortex** (23-25): smooth transition between inner and outer cells (25, one year old specimen). Inner cells 10-35 µm in diameter, roundish, few druses and polyhedral crystals, with large

intercellulars. Outer cells thicker-walled, 10-30 µm in diameter, roundish, no intercellulars. The outer cortex cells are present only in one-year-old twigs. **Periderms** (24-25): Initial periderm (present only in one-year-old twigs) (25): phelloderm consists of two to three cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of radially flattened thin-walled cork cells, some of them filled with yellow or brownish contents. The initial periderm is built between cortex and epidermis and is soon chipped off. Second periderm (24): is built in the cortex tissue inside of the initial periderm. The second periderm consists only of phellem (no phelloderm): many layers of radially flattened thin-walled cork cells, cells with yellow, brownish or reddish contents in tangential layers and radial rows. Cortex cells are found to the inside and the outside of the second periderm. **Epidermis** (25) cells thin-walled, often filled with dark contents. Thick cuticula.

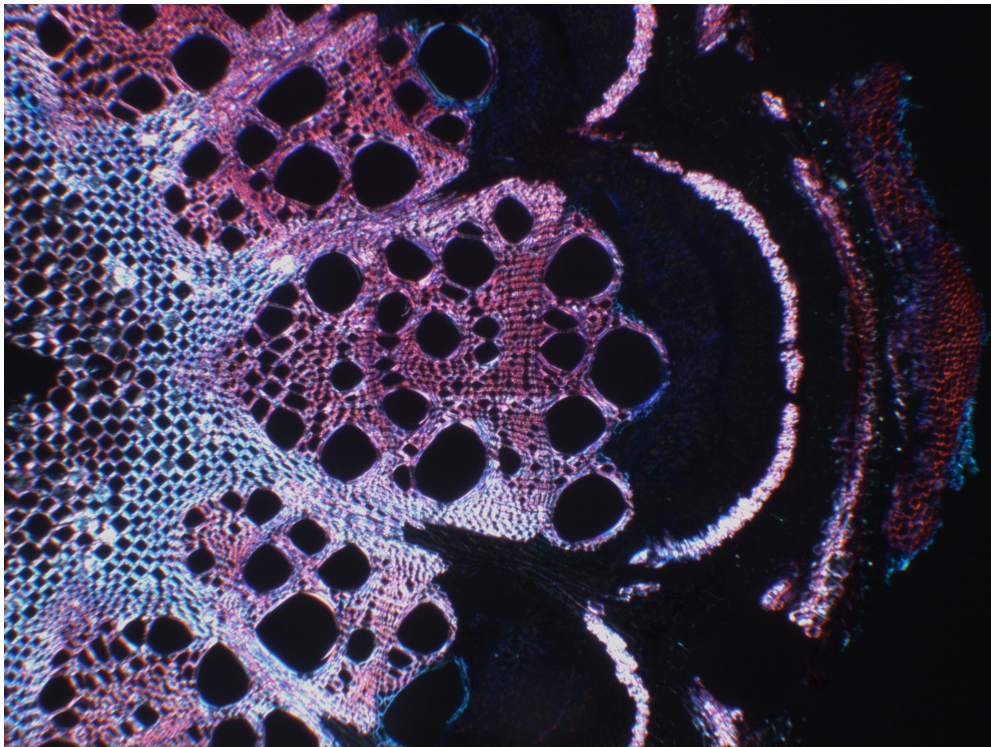
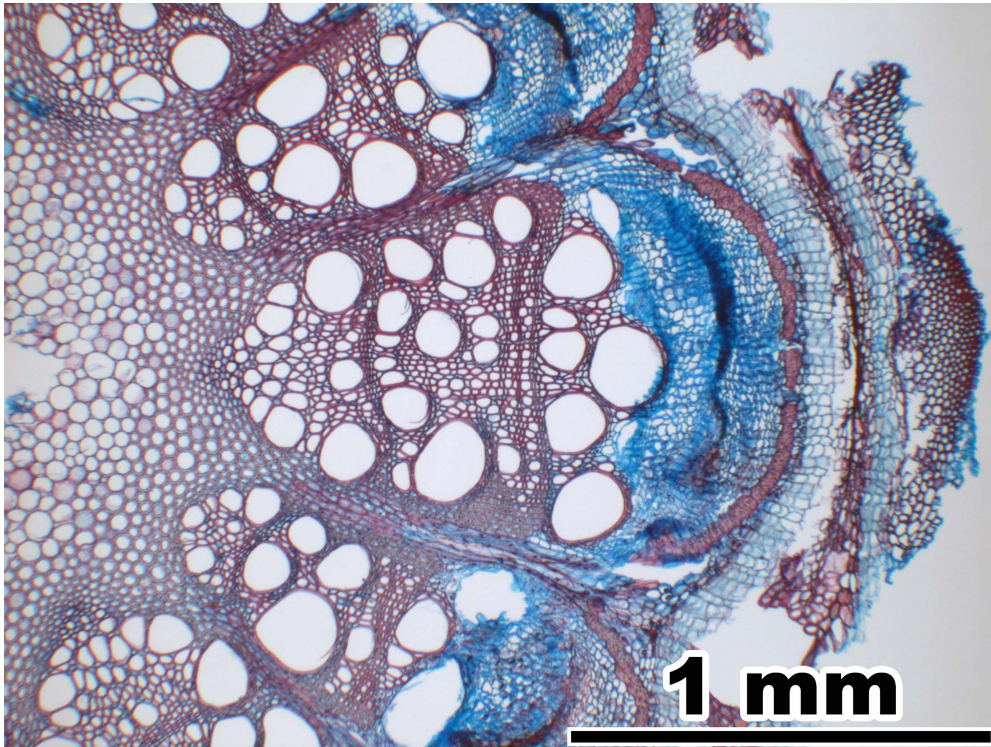
Radial section (26-27)

Phloem with axial multiples of cells with druses or polyhedral crystals (26-27; 27 = 26 in xpl, druses glow in polarized light). Cortex with solitary cells with druses or polyhedral crystals.



Clematis vitalba L.

(Ranunculaceae)



Clematis vitalba L. (Ranunculaceae)

Pith

Transverse section (1-7)

Pith star-shaped with twelve spikes (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (very thin-walled central cells and thin-walled peripheral cells), with pith cavity and medullary sheath. All cell walls lignified except central cells. **Central cells** (3-4, 7: blue stained cells on bottom of fotos; 4 = 3 in xpl) very thin-walled, quickly decomposing, leaving a pith cavity. **Peripheral cells** (3-5, 7; 4 = 3 in xpl) round or five- to seven-angled, 30-90 µm in diameter, double wall diameter <1-1.5 µm. Round pits of 1-2 µm diameter. Many small and few medium-sized intercellulars. **Medullary sheath cells** (3-4, 6; 4 = 3 in xpl) round to oval, 10-50 µm in diameter, double wall diameter 3-10 µm. Round pits of 1-2 µm diameter. Many small intercellulars. The transition from peripheral cells to medullary sheath cells may be smooth (7) or sharp (3, 6). In polarized light central cells appear dark, peripheral cells light with lighter medullary sheath (2).

Radial section (8-12)

Cells in straight axial rows (8-9; 9 = 8 in xpl). All cell walls lignified except central cells. **Central cells** (8: blue stained cells in the center of foto) very thin-walled, quickly decomposing, leaving a pith cavity. **Peripheral cells** (10-11) rectangular, strongly axially elongated, 150-450 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls <1-1.5 µm. Many oval pits of 1-2 µm (10), some specimens show additionally narrow oval pits of 4-8 µm diameter (11). Some large axially oriented intercellulars. **Medullary sheath cells** (12) rectangular, strongly axially elongated, 150-450 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-10 µm. Many oval pits of 1-2 µm diameter. Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (13-17)

Surrounding the pith twelve vascular bundles (1), the larger ones (13-14; 14 = 13 in xpl) alternate with the smaller ones (15-16; 16 = 15 in xpl). Parenchyma cells angular, in irregular arrangement. Parenchyma cell walls may lignify within three to four years. Crushed protoxylem tracheary elements often not visible. Metaxylem tracheary elements solitary, in irregular arrangement. Small vascular bundles are composed of few parenchyma cells and one or two metaxylem tracheary elements. In some specimens the small vascular bundles lack, so that only six vascular bundles occur (17).

Secondary xylem

Transverse section (18)

Secondary xylem organized in twelve parts, separated by wide rays (1, 18). Vessels in the first tree ring are smaller but more numerous than in the later tree rings.

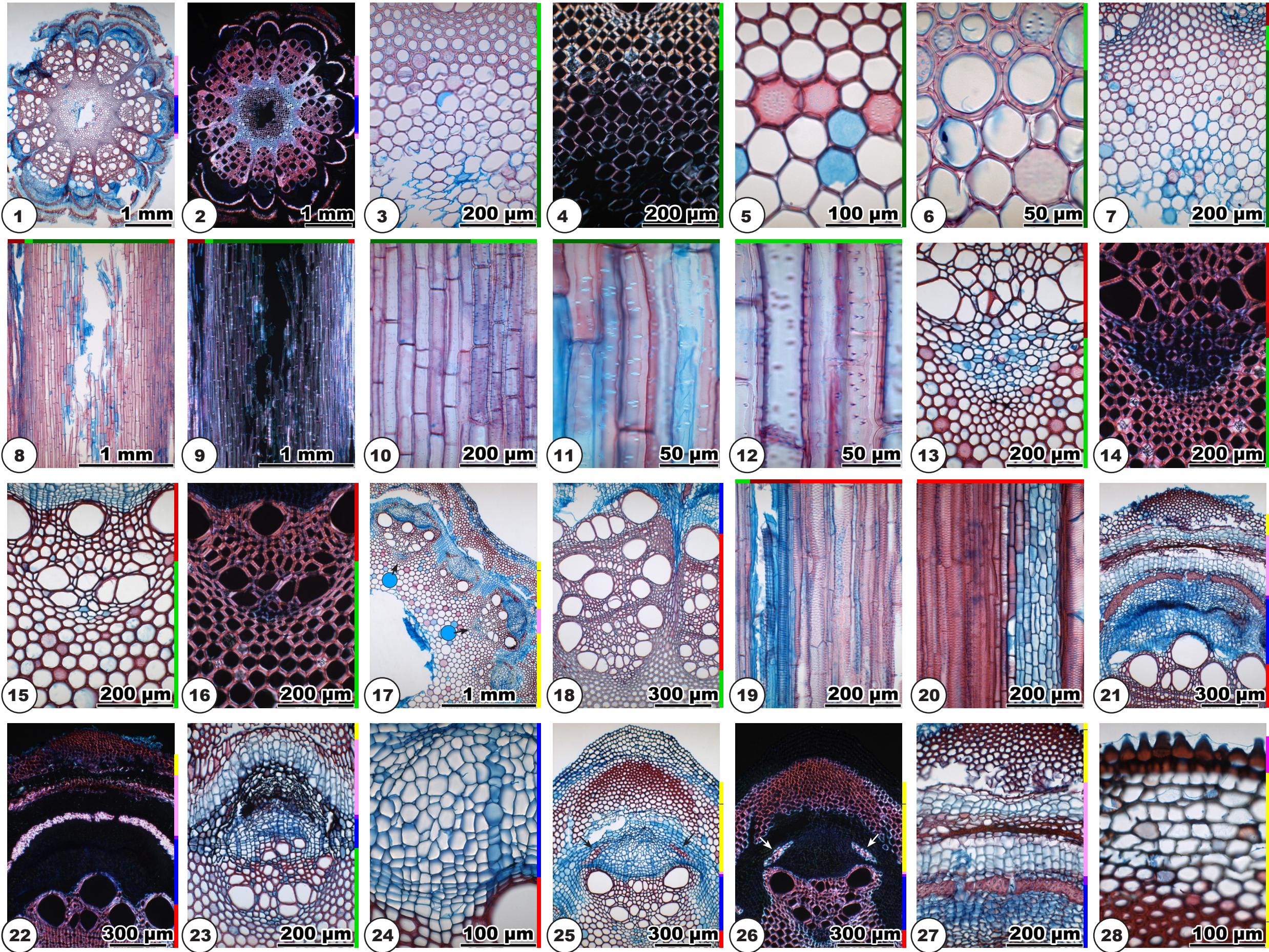
Radial and tangential section (19-20)

Rays at the end of the first tree ring four to six cells wide and very high. Ray cells are not lignified in the year they are built.

Bark

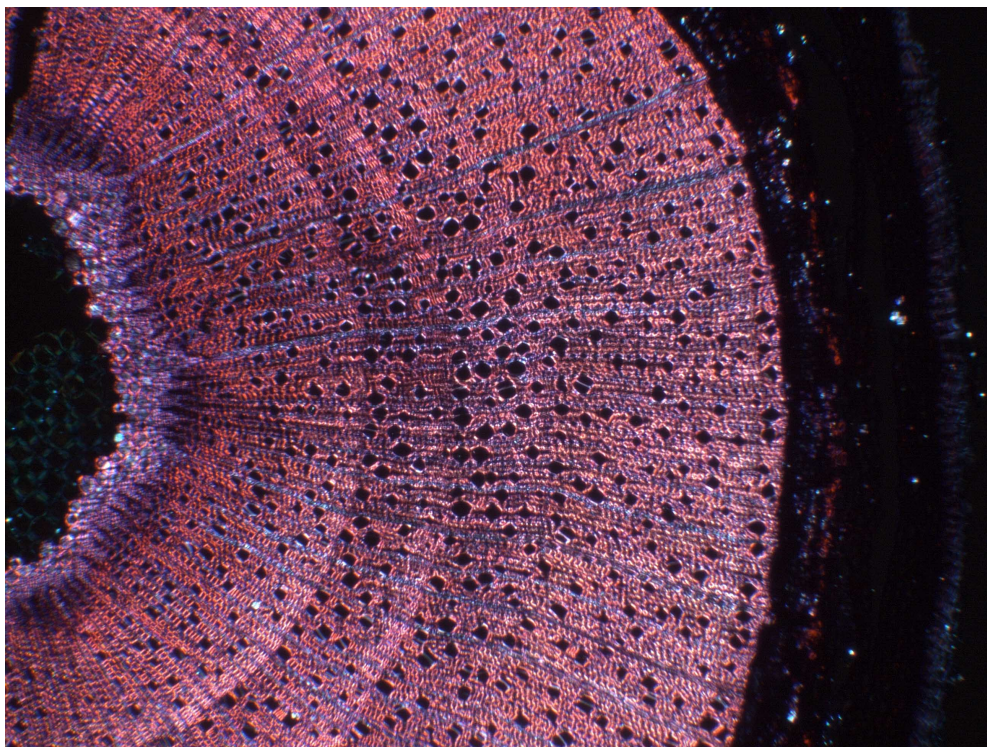
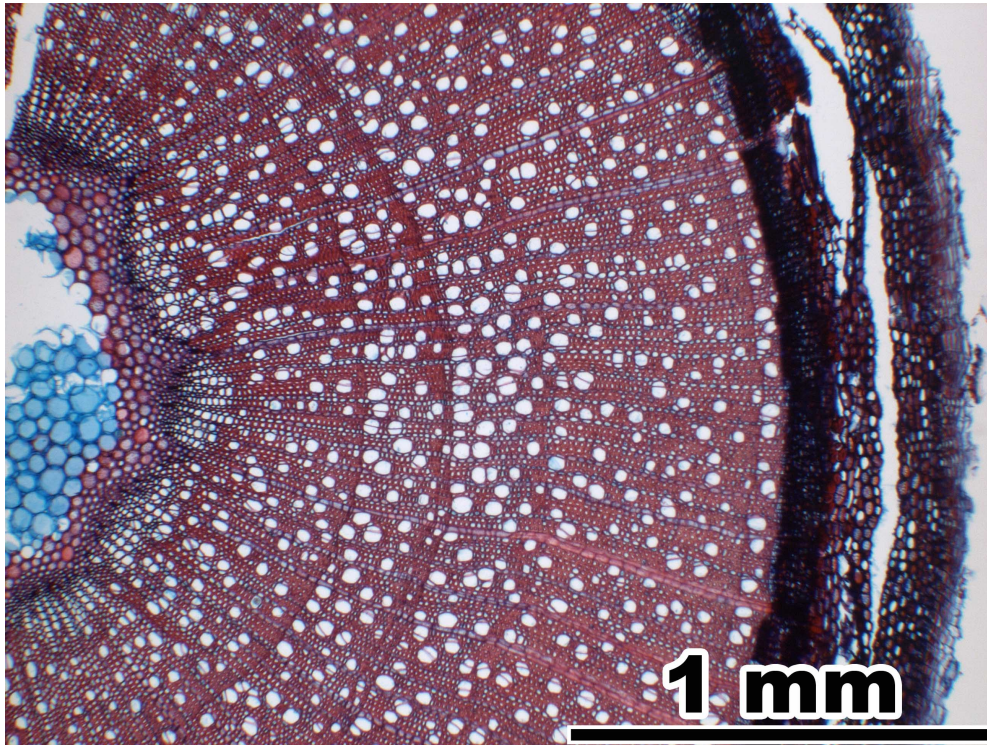
Transverse section (21-28)

Bark general view: 21-22; 22 = 21 in xpl. **Phloem** (23-26; 26 = 25 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Twelve phloem fields occur, separated from each other by wide rays (25: a phloem field). On the sides of each phloem field occur fibre-sclereids (25-26: arrows), which in three- to four-year-old twigs join to fibre-sclereid bows (1, 21-22). Collapsed sieve tube elements present. Weak ray dilatation by cell extension. Primary phloem tissue not recognizable. **Cortex** (25-26, 28; 26 = 25 in xpl): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thick-walled and lignified, 10-30 µm in diameter, angular or roundish, with few small intercellulars. Twelve arc-shaped collenchyma fields, corresponding to the vascular bundles (25-26: thick-walled red stained cells in upper half of fotos). Outer cells thin-walled and non lignified, 15-30 µm in diameter, angular or roundish, with medium-sized and large intercellulars. **Periderm** (23, 27): Phelloderm one cell layer thick. Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells with a tangential band of thick-walled cork cells. The initial periderm is formed in the outmost phloem tissue or between phloem and cortex and appears in the second year. Rarely some thin-walled **epidermis** cells preserved in one-year-old twigs (28).



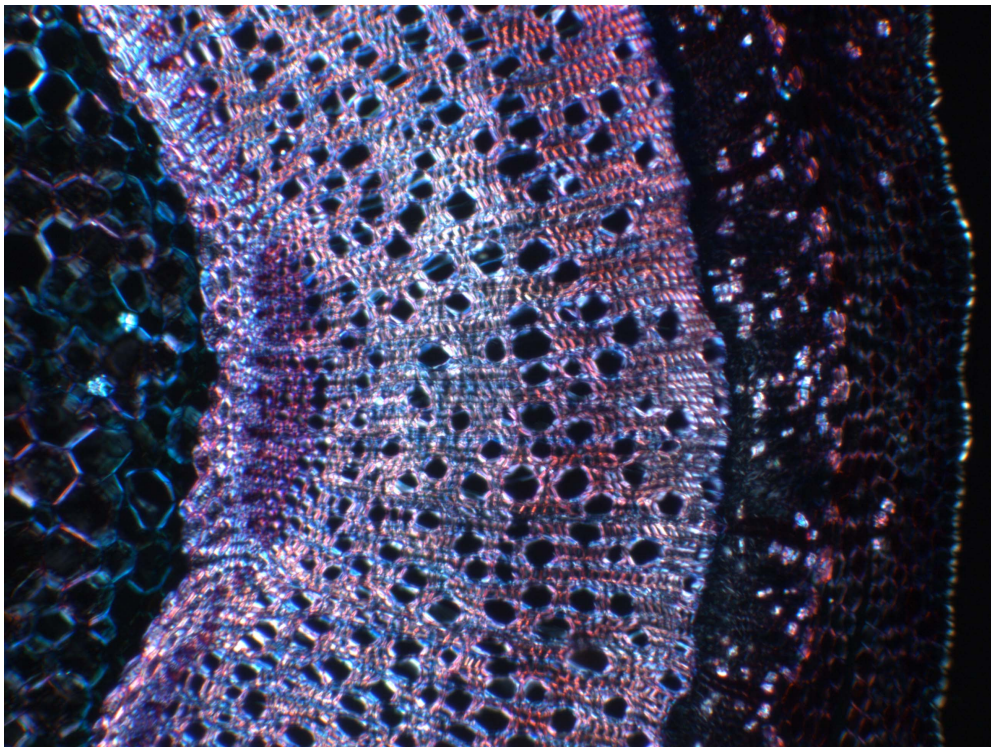
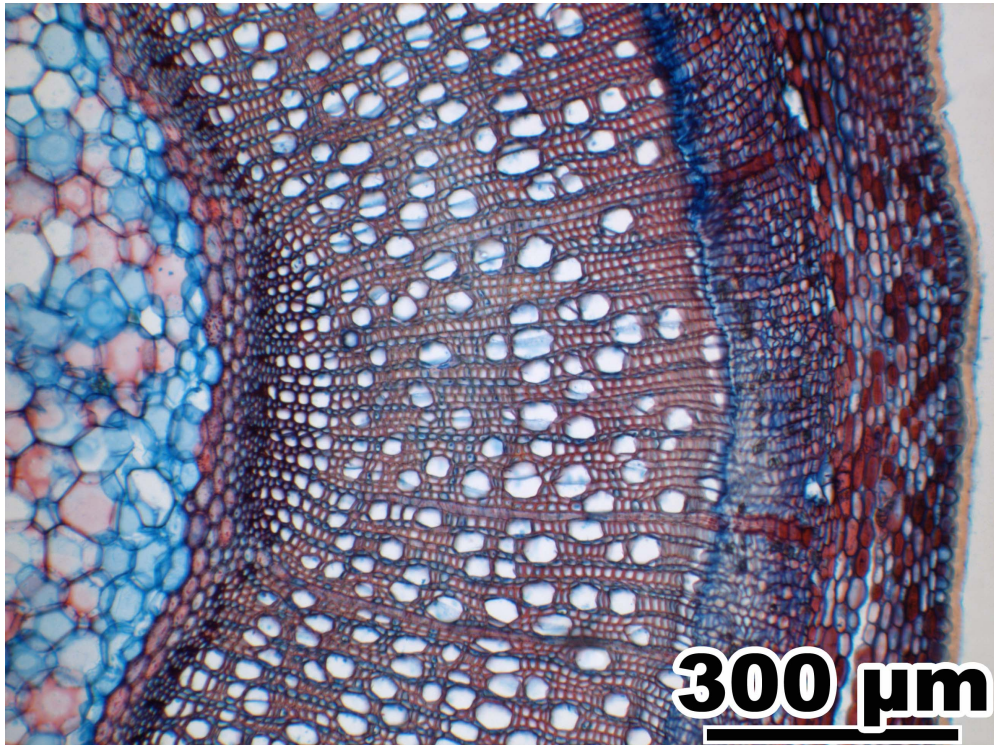
Cornus mas L.

(Cornaceae)



***Cornus sanguinea* L.**

(Cornaceae)



Cornus mas L., Cornus sanguinea L. (Cornaceae)

Pith

Transverse section (*C. m.* 1-4, *C. s.* 1-5)

Shape roundish, with wavy outline (*C. mas*) (*C. m.* and *C. s.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses), with medullary sheath. **Pith cells** (*C. m.* 3-4, *C. s.* 3-5): All or most cell walls unlignified, or lignified and non lignified cells intermixed. Cells roundish to five- or seven-angled, 30-90 µm in diameter, double wall diameter <1-1 µm. Pits round to oval, <1-3 µm in diameter (*C. m.* 3, *C. s.* 4). Some cells with druses. Many small intercellulars. **Medullary sheath cells** (*C. m.* 4, *C. s.* 5): All cell walls lignified. Cells round to oval, 20-50 µm in diameter, double wall diameter 4-10 µm. Round pits of <1-2 µm diameter. Many small intercellulars. In polarized light, the pith appears light (when lignified cells are present) or dark, with glowing druses, the medullary sheath appears light (*C. m.* 2, *C. s.* 2)

Radial section (*C. m.* 5-8, *C. s.* 6-9)

Cells in straight axial rows (*C. m.* 5-6; 6 = 5 in xpl, *C. s.* 6-7; 7 = 6 in xpl). **Pith cells** (*C. m.* 7-8, *C. s.* 8-9): All or most cell walls unlignified, or lignified and non lignified cells intermixed. Cells angular, slightly radially elongated, square or axially elongated, 20-100 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls <1-1 µm. No pits (*C. mas*) (*C. m.* 7), round or oval pits of 1-7 µm diameter (*C. sanguinea*) (*C. s.* 8-9). Cells with druses solitary or in short axial multiples (*C. m.* 6, druses glow in polarized light). Rarely small intercellulars. **Medullary sheath cells** (*C. m.* 8, *C. s.* 9): All cell walls lignified. Cells rectangular, slightly radially elongated, square or axially elongated, 15-40 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 4-10 µm. Many round pits of 1-2 µm diameter. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*C. m.* 9-11, *C. s.* 10-13)

Primary xylem tissue organized as a hollow cylinder around the pith, partly structured in vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of three to six tracheae per row (in vascular bundles; *C. m.* 10, *C. s.* 11) or as lignified or non lignified mono- to triseriate radial structure (between vascular bundles; *C. m.* 11, *C. s.* 12-13).

Secondary xylem

Transverse section (*C. m.* 12, *C. s.* 14)

First tree ring like the later tree rings. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows of the vascular bundles (*C. m.* 9, 12, *C. s.* 10-11). The metaxylem tracheary elements between vascular bundles are not continued by tracheae in the secondary xylem (*C. m.* 9, 12, *C. s.* 10, 12-13).

Radial and tangential section (*C. m.* 13-14, *C. s.* 15-16)

Rays at the end of the first tree ring uni- and biseriate and ten to 30 cells high, few rays >100 cells high and with several bi- or triseriate portions. Body ray cells procumbent, often with several rows of upright marginal cells. Also present are small rays, uniseriate and 2-10 cells high, composed of upright cells.

Bark

Transverse section

Differences between both species exist in phloem and periderm.

Cornus mas (15-25)

Bark general view: 15-16; 16 = 15 in xpl. **Phloem** (17-21; 20 = 19 in xpl, 21 = xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially alternating fields (17). Sieve tube elements (18) predominantly between rays, parenchyma cells (19-21) predominantly near larger rays, with tangential rows of druses. Rarely collapsed sieve tube elements present. Some ray cells with druses. Ray dilatation by cell extension (18-19). Primary phloem either not visible or appears as small groups of fibre-sclereids (15). **Cortex** (22-25): smooth transition between inner and outer cells (22). Inner cells thin-walled, oval, 20-40 µm in diameter, few druses, with many small intercellulars. Outer cells thicker-walled, 10-30 µm in diameter, roundish, with few small intercellulars. The inner cortex cells exist only in one- and two-year-old twigs (22, 25). **Periderm** (23-24): phelloderm consists of two to three cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of thin-walled cork cells, some specimens with cells with stained contents. No periderm in one-year-old twigs. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** (25) cells thin-walled, square or triangular, with thick cuticula.

Cornus sanguinea (17-24)

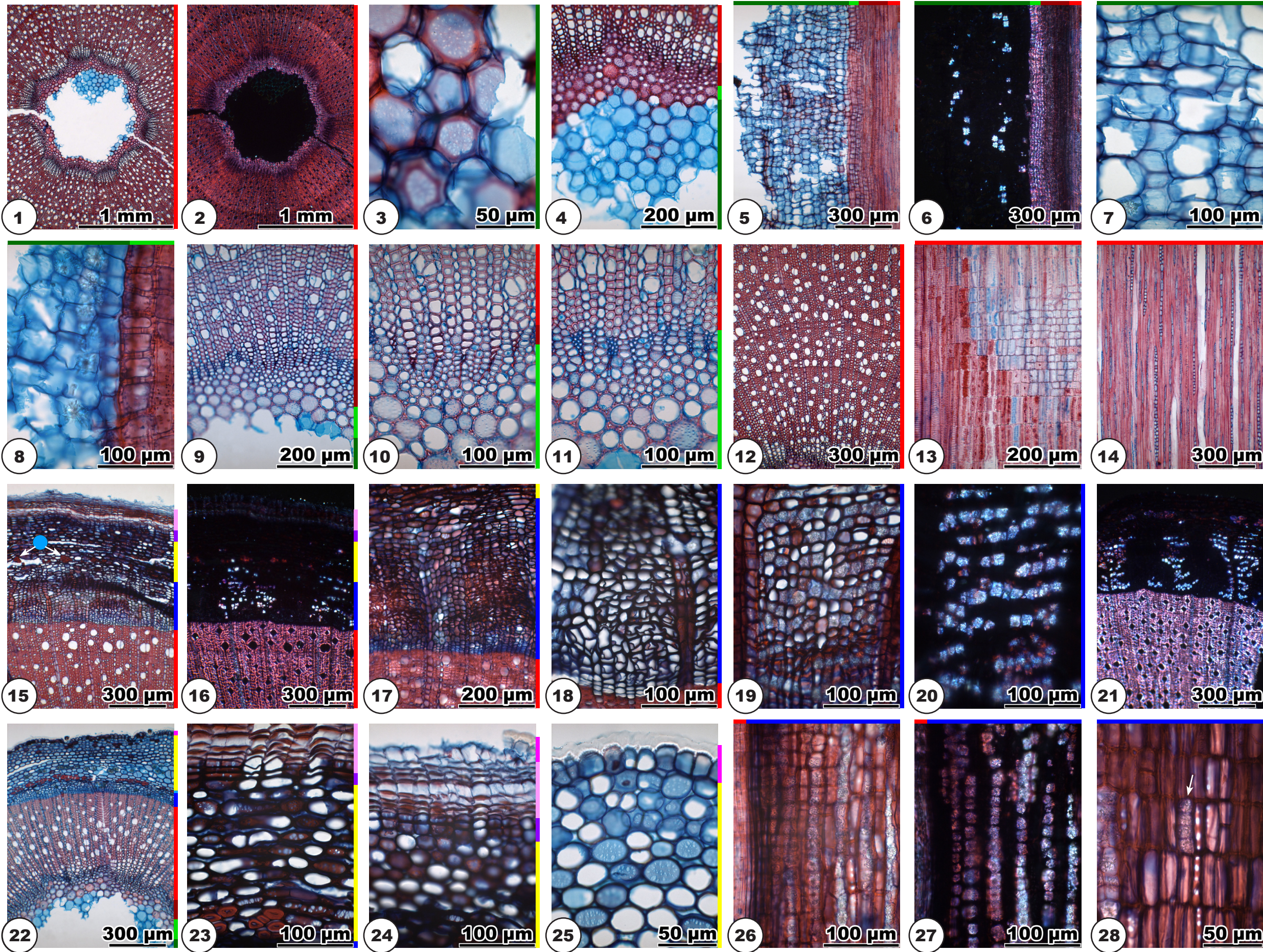
Bark general view: *C. s.* 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (19-20; 20 = 19 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Solitary sclereids may be interspersed. Many parenchyma cells with polyhedral crystals (19-20), rarely druses occur. Near rays polyhedral crystals may be arranged in tangential rows. No collapsed sieve tube elements present. Some ray cells with polyhedral crystals. Ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (17). **Cortex** (21-24): smooth transition between inner and outer cells (21). Inner cells thin-walled, oval, 20-40 µm in diameter, few druses, with many small intercellulars. Outer cells thicker-walled, 10-30 µm in diameter, roundish, with few small intercellulars (22, 24). The inner cortex cells exist only in one- and two-year-old twigs. **Periderm** (24): phelloderm consists of one to five cell layers of flat cells, phellem develops in small patches and consists of few layers of thin-walled, often stained cork cells. No periderm in one-year-old twigs. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** (21-24) cells thin-walled, square or triangular, with thick cuticula.

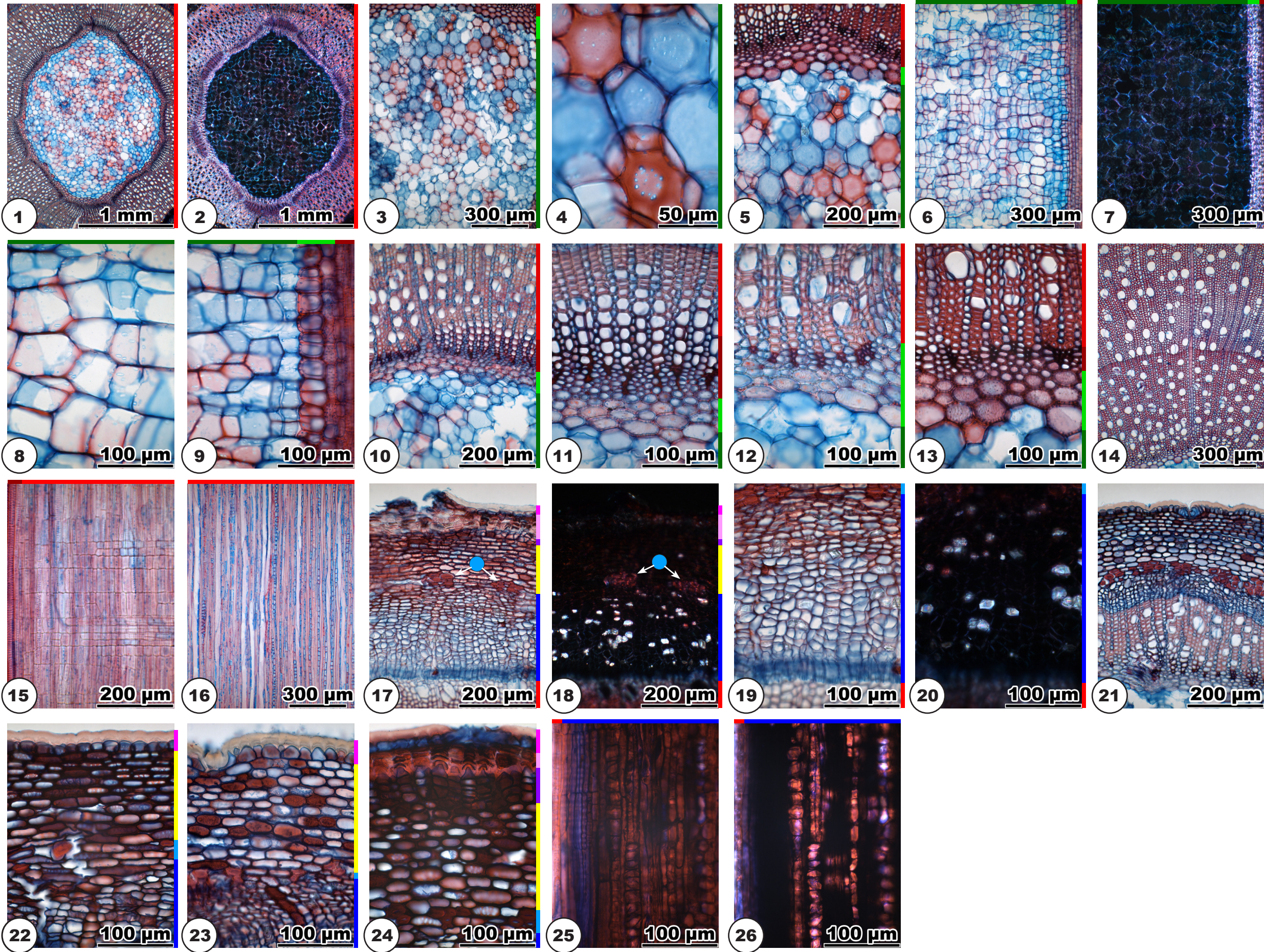
Radial section (*C. m.* 26-28, *C. s.* 25-26)

Phloem: Axial multiples or rows of druses (*C. mas*) (*C. m.* 26-27; 27 = 26 in xpl) or polyhedral crystals (*C. sanguinea*) (*C. s.* 25-26; 26 = 25 in xpl) in phloem parenchyma cells. Chambered ray cells with four to eight druses in axial arrangement (*C. mas*) (*C. m.* 28, arrow), or ray cells with solitary polyhedral crystals (*C. sanguinea*).

Cornus mas L.

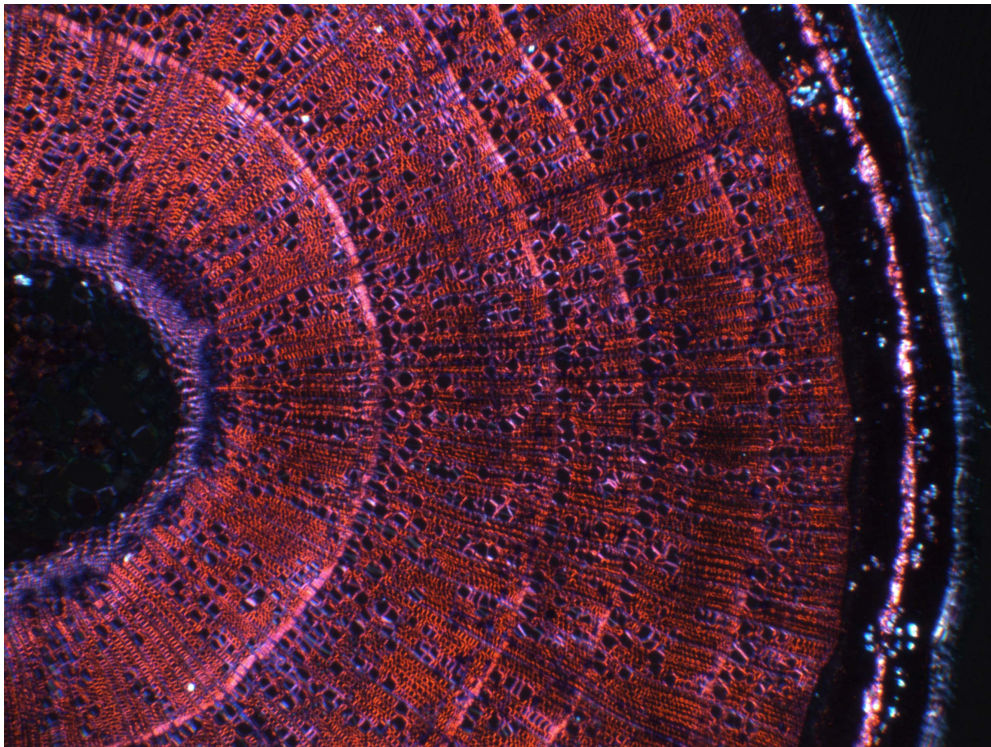
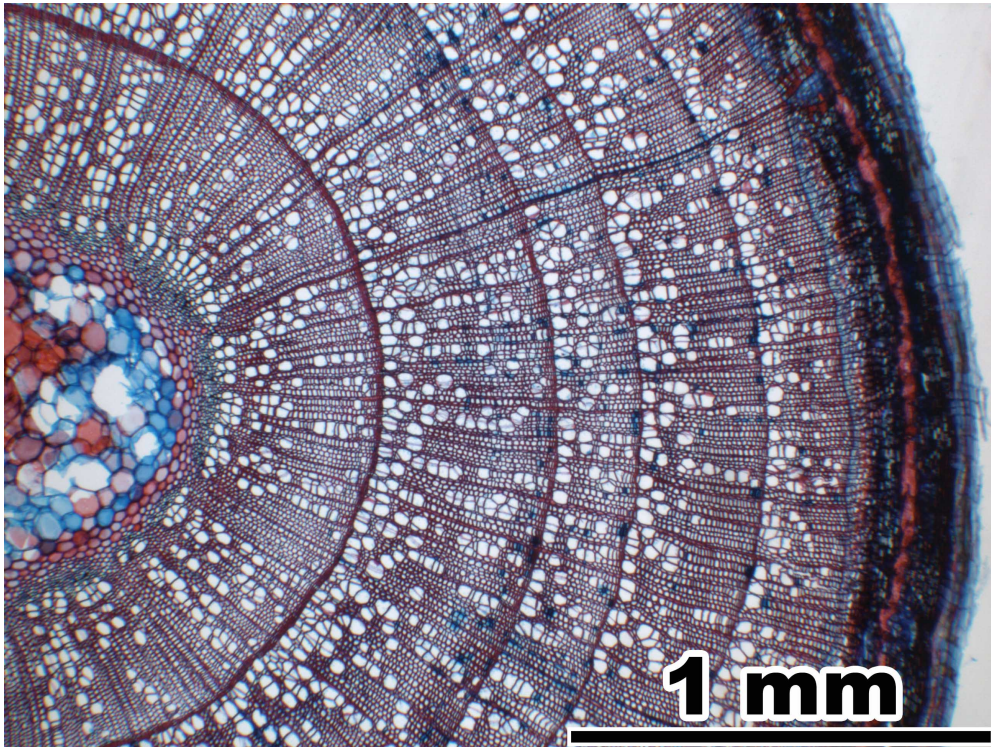
Cornaceae





Corylus avellana L.

(Corylaceae)



Corylus avellana L. (Corylaceae)

Pith

Transverse section (1-6)

Shape roundish, with wavy outline (1-4; 2 = 1 in xpl, 4 = 3 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses), with medullary sheath. All cell walls lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (5-6) angular with five to seven angles, 70-110 µm in diameter, double wall diameter <1 µm. Pits round to oval, 1-4 µm in diameter (5). Some cells with druses. Few small intercellulars, no intercellulars in the pith's centre. **Medullary sheath cells** (5): All cell walls lignified. Cells oval or angular with five to seven angles, 15-35 µm in diameter, double wall diameter 2.5-5.5 µm. Few round pits of 1-2 µm diameter. Some small intercellulars. In polarized light, the pith glows faintly or appears light, with glowing druses, the medullary sheath appears light (2, 4).

Radial section (7-10)

Cells in straight or slightly undulating axial rows (7-8; 8 = 7 in xpl). All cell walls lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (9) angular, square to axially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Oval pits of 3-4 µm diameter. Few solitary cells with small druses. No intercellulars. **Medullary sheath cells** (10): All cell walls lignified. Cells rectangular, slightly radially elongated, square or slightly axially elongated, 15-30 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-5 µm. Many round pits of 1-2 µm diameter. Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (11-13)

Surrounding the pith 10-18 vascular bundles. Parenchyma cells oval, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to three tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (14)

First tree ring like the later tree rings, vessels may be smaller and less numerous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (15-16)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate, in aggregate rays uni- or biseriate, and five to 25 cells high. All ray cells axially elongated. Starting with the second or third year body ray cells develop.

Bark

Transverse section (17-23)

Bark general view: 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (19-20) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Sclereids may occur near aggregate rays (20). Some parenchyma cells with druses. Collapsed sieve tube elements present. Ray parenchyma cells optionally with druses. Ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids which build together with sclereids a hollow cylinder, often with irregular edges (17, 19-20). **Cortex** (21): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells 15-30 µm in diameter, roundish or oval, large druses, some

large intercellulars. Outer cells thick-walled, 20-40 µm in diameter, oval, no intercellulars.

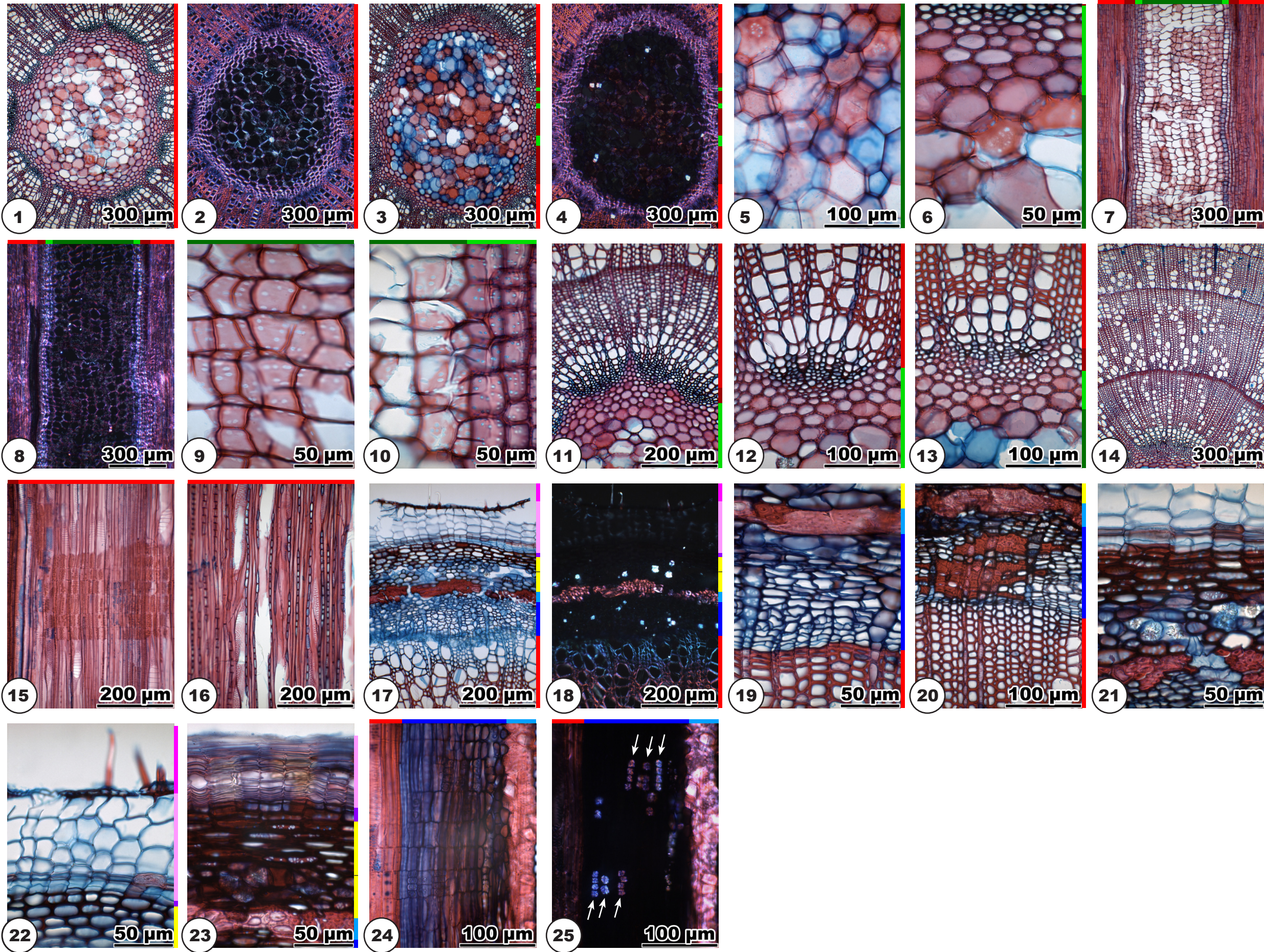
Periderm (21-23): phelloderm one to three cell layers thick, phellem consists of several layers of thin-walled cork cells. In the first year cork cells are nearly square (21), later flat and some of them with yellow or brownish contents (23). The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells with few hairs (22).

Radial section (24-25)

Phloem (24-25; 25 = 24 in xpl): Druses in rays in axial multiples (25, arrows, druses glow in polarized light).

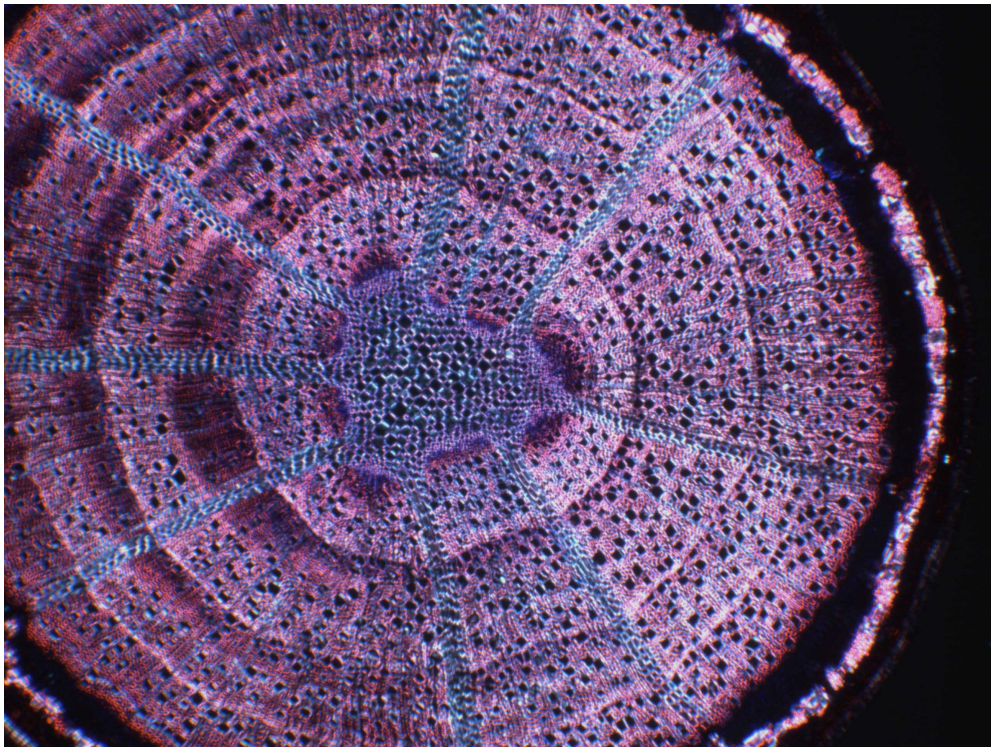
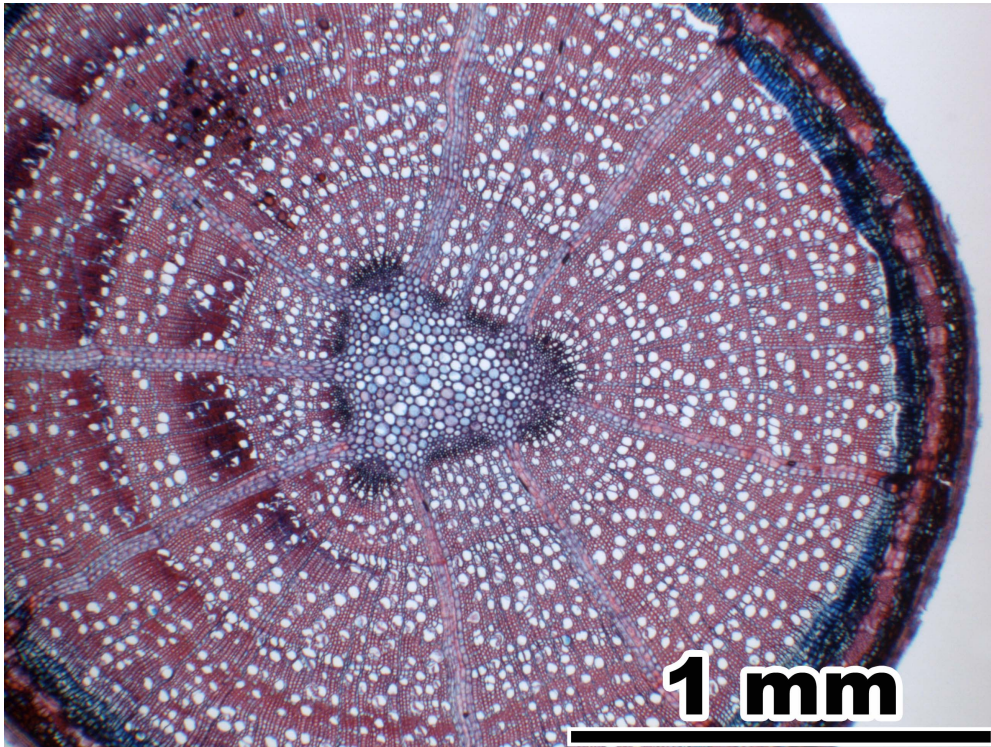
Corylus avellana L.

Corylaceae



***Fagus sylvatica* L.**

(Fagaceae)



Fagus sylvatica L. (Fagaceae)

Pith

Transverse section (1-5)

Shape trilobate, with wavy outline (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with crystals). All cell walls lignified. Cells (3-5; 5 = xpl) roundish, 15-50 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm. Round pits of <1-1 µm diameter (4), pits often hard to see. Some specimens with cells with druses or polyhedral crystals (5, crystals glow in polarized light). Many small and few medium-sized intercellulars. The pith appears light in polarized light, with glowing crystals (2).

Radial section (6-10)

Cells in slightly undulating axial rows (6-7; 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified. Cells (8-10; 10 = 9 in xpl) rectangular, square to axially elongated, 20-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-5 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter (8). Some specimens with cells with druses or polyhedral crystals, solitary or in axial multiples (9-10, crystals glow in polarized light). Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (11-14)

Primary xylem tissue distributed in a hollow cylinder around the pith only interrupted by rays (11). Parenchyma cells round, in irregular arrangement. Most specimens show only few parenchyma cells. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of four to six tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (15)

First tree ring like the later tree rings, vessels may be smaller and less numerous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (16-17)

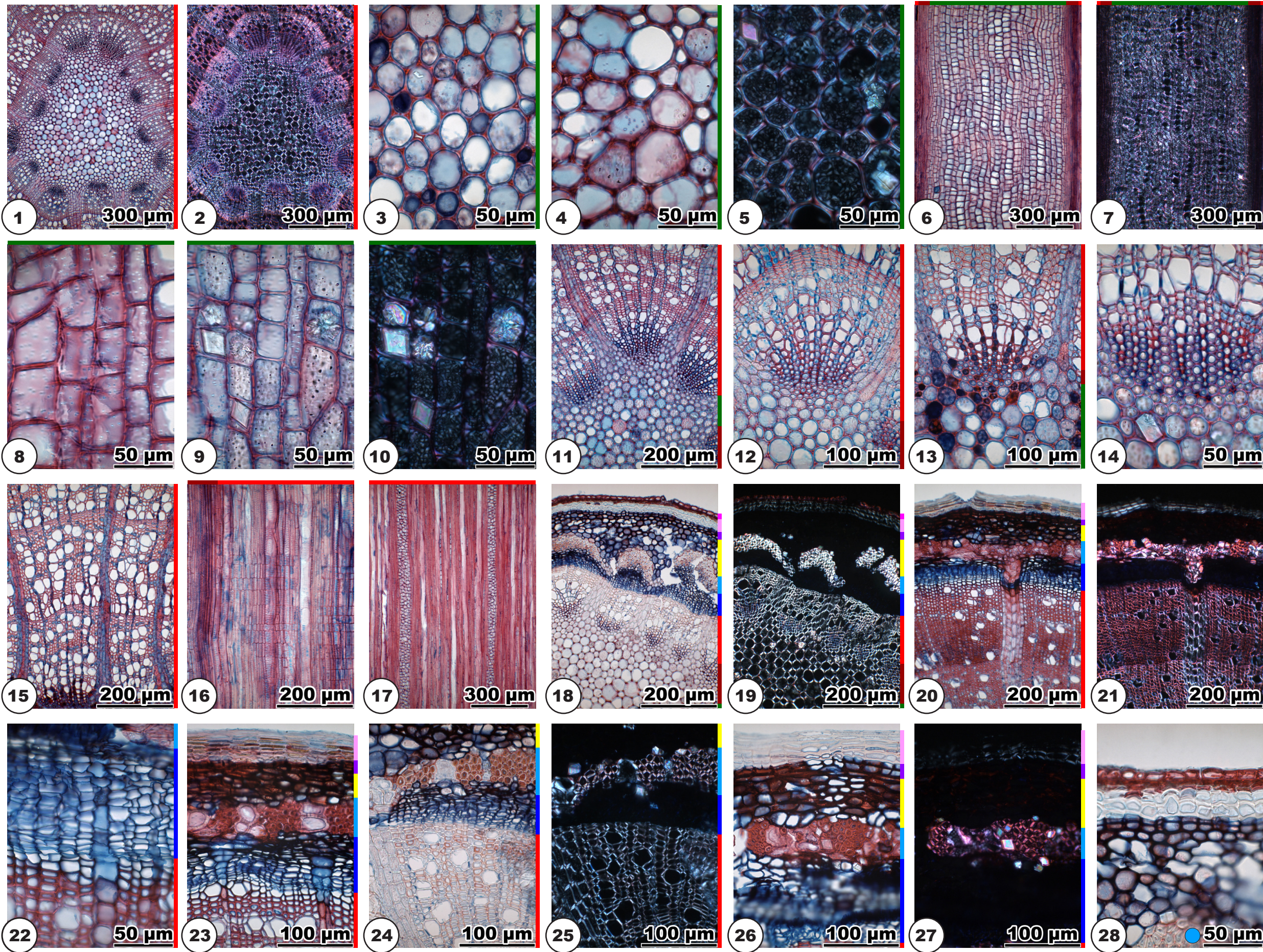
Two clearly distinctive sizes of rays present. Rays at the end of the first tree ring either small (uniseriate and up to 20 cells high) or broad (three to seven cells wide and very high). In small rays almost all cells axially elongated, in broad rays all cells radially elongated.

Bark

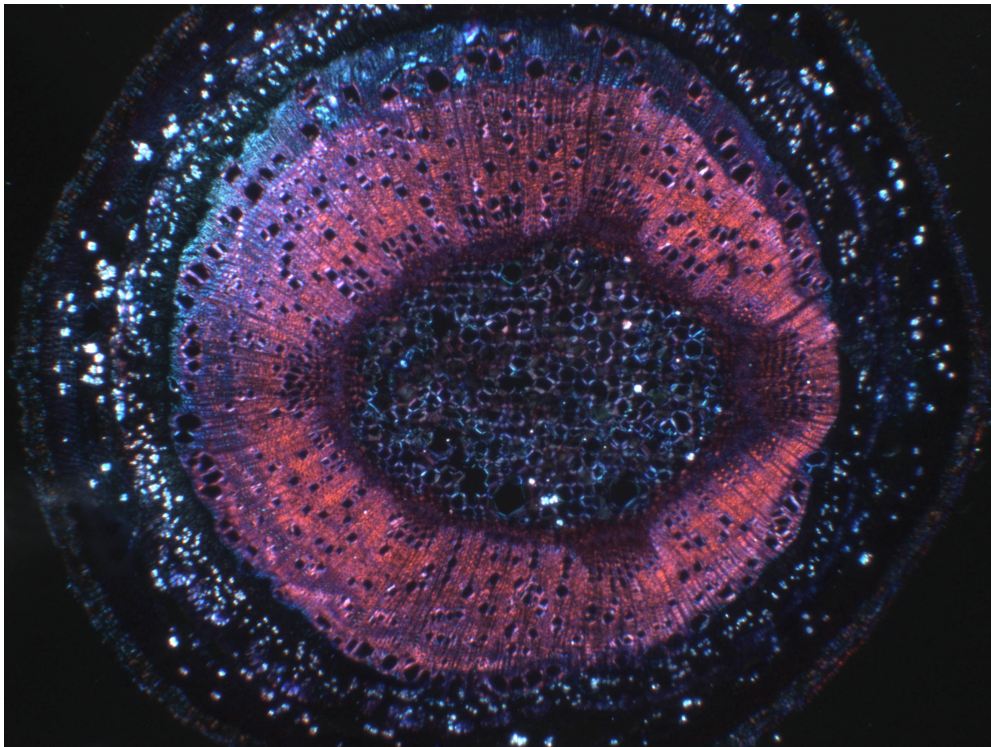
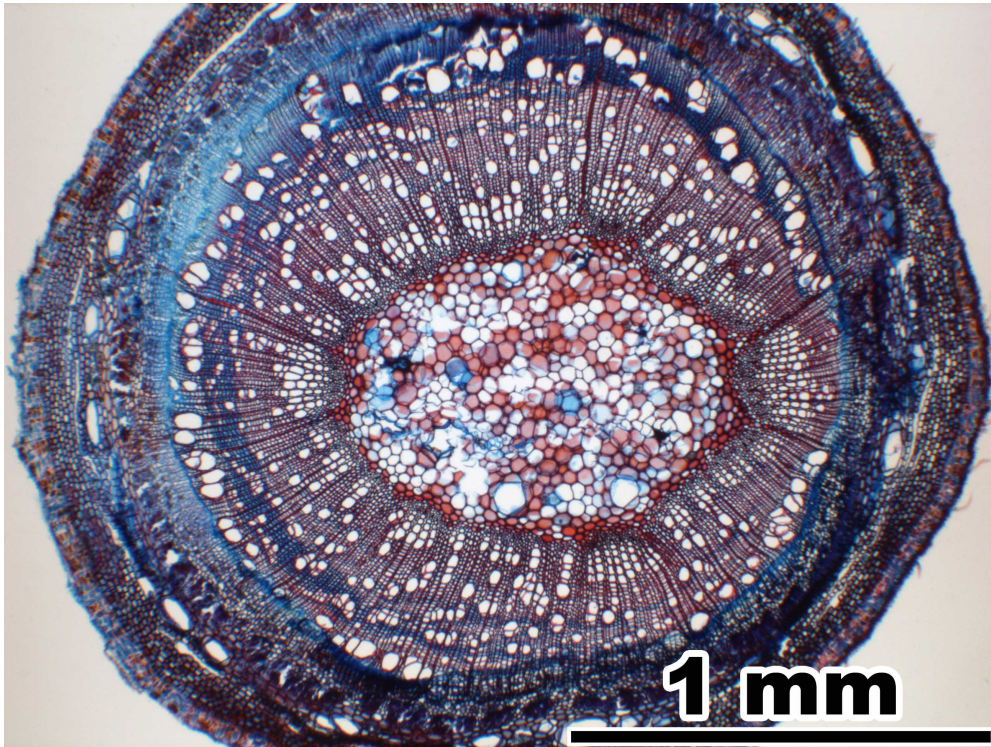
Transverse section (18-28)

Bark general view: 18-21; 19 = 18 in xpl, one-year-old specimen, 21 = 20 in xpl, four-year-old specimen. **Phloem** (22-25) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Broad rays with sclereid cells (20). Few druses in small rays. Ray dilatation usually by cell extension, rarely by cell augmentation. Collapsed sieve tube elements present. Primary phloem (23-27; 25 = 24 in xpl, one-year-old specimen, 27 = 26 in xpl, four-year-old specimen) appears as groups of fibre-sclereids which build together with sclereids a hollow cylinder with irregular edges and many rhomboid crystals. **Cortex** (23, 26) with oval thick-walled cells, 10-30 µm in diameter, many intercellulars of all sizes. **Periderm** (23, 26, 28): Phelloderm one to two cell layers thick. Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells, optionally with a small tangential band of cells with yellow or

brown contents. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** (28) cells thick-walled. Epidermis is present only in one-year-old specimens.



Frangula alnus MILLER
(Rhamnaceae)



Frangula alnus MILLER (**Rhamnaceae**)

Pith

Transverse section (1-6)

Shape oval to roundish (1-3; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses, ducts), with medullary sheath. All cell walls lignified except ducts and cells with druses. **Pith cells** (4) roundish or four- to seven-angled, 20-50 µm in diameter, double wall diameter 1-1.5 µm. Round pits of 1-2 µm diameter. Many small intercellulars. **Ducts** with diameters of 50-90 µm, epithelial cells with thin unlignified cell walls towards the duct (4-5). **Medullary sheath cells** (6) oval, 20-40 µm in diameter, double wall diameter 2-5 µm. Many round pits of 1-2 µm diameter. Some small intercellulars. In polarized light, the pith appears light with glowing druses, the medullary sheath glows faintly (2).

Radial section (7-11)

Cells in straight axial rows (7-8; 8 = 7 in xpl). All cell walls lignified except ducts and cells with druses. **Pith cells** (9-11) angular or rectangular, square to slightly axially or radially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Round to oval pits of 1-3 µm diameter (9). Druses solitarily. Few small and medium-sized intercellulars. **Ducts** with epithelial cells with thin unlignified cell walls towards the duct (10). **Medullary sheath cells** (9, 11) rectangular, square to slightly axially or radially elongated, 10-30 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-5 µm. Many round pits of 1-3 µm diameter (9).

Primary xylem

Transverse section (12-15)

Surrounding the pith 15-25 vascular bundles, in some specimens the vascular bundles converge and form parts of a hollow cylinder. Parenchyma cells mostly angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to three tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (16)

First tree ring diffuse-porous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows. Vessels in the first tree ring smaller than in later tree rings.

Radial and tangential section (17-18)

Rays at the end of the first tree ring one to three cells wide and one to 40 cells high. Body ray cells procumbent, in the first tree ring often one to several rows of upright marginal cells occur.

Bark

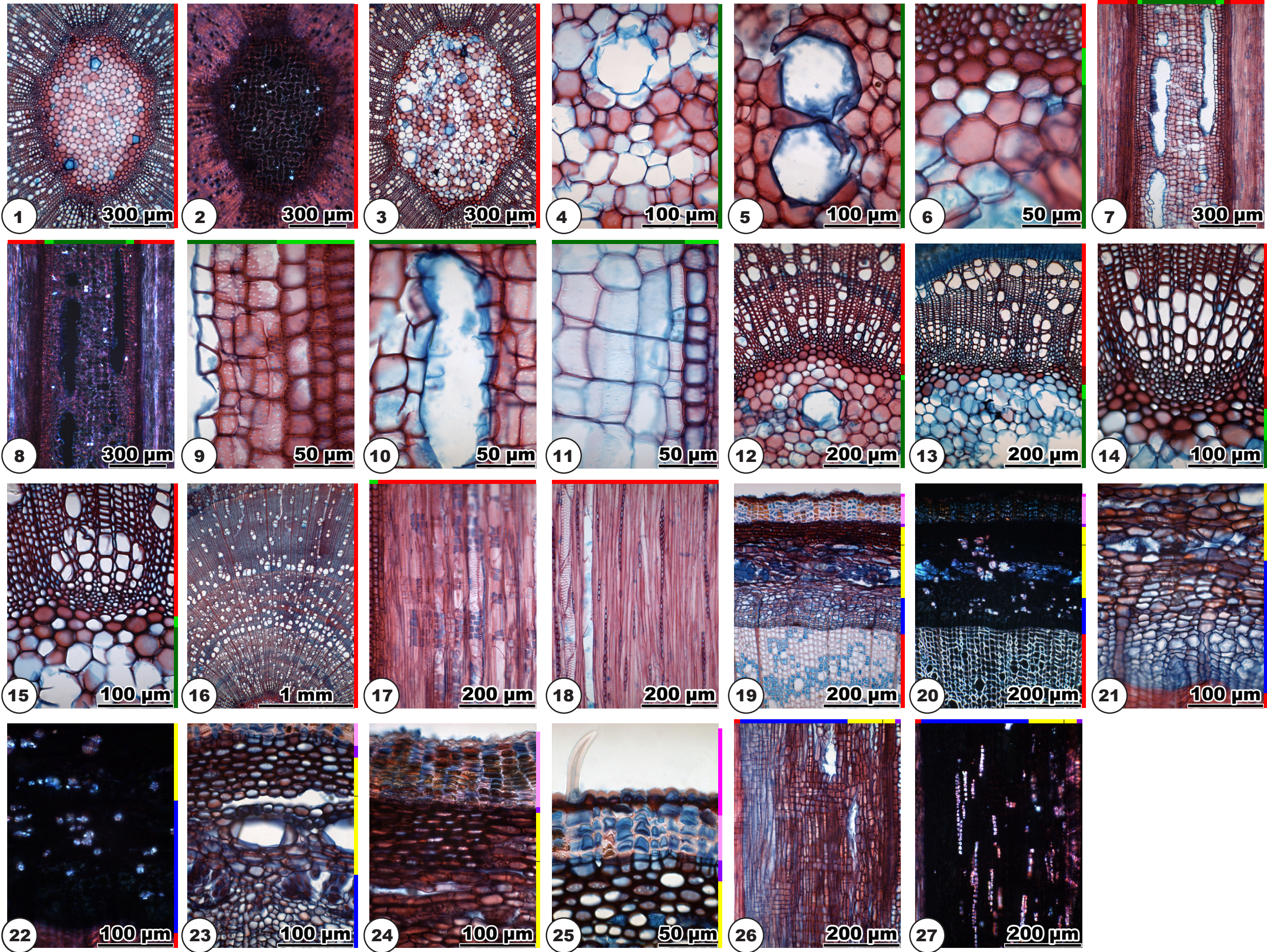
Transverse section (19-25)

Bark general view: 19-20; 20 = 19 in xpl. **Phloem** (21-22; 22 = 21 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. In the nonconducting phloem many parenchyma cells with druses (21-22: druses glow in polarized light). Collapsed sieve tube elements present. Ray dilatation by cell extension. Primary phloem tissue not visible. **Cortex** (23-24): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 20-40 µm in diameter, oval, some large druses, with many

intercellulars. Patches of inner cortex dissolved. Secretory ducts occur (23). Outer cortex cells thick-walled, 10-30 µm in diameter, oval, no intercellulars. **Periderm** (24-25) thick already in one-year-old twigs. Phelloderm one to two cell layers thick. Phellem consists of several layers of thin-walled cork cells, many of them with yellow or brown contents. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells (25) thick-walled, with some short hairs. The epidermis is present only in one-year-old twigs.

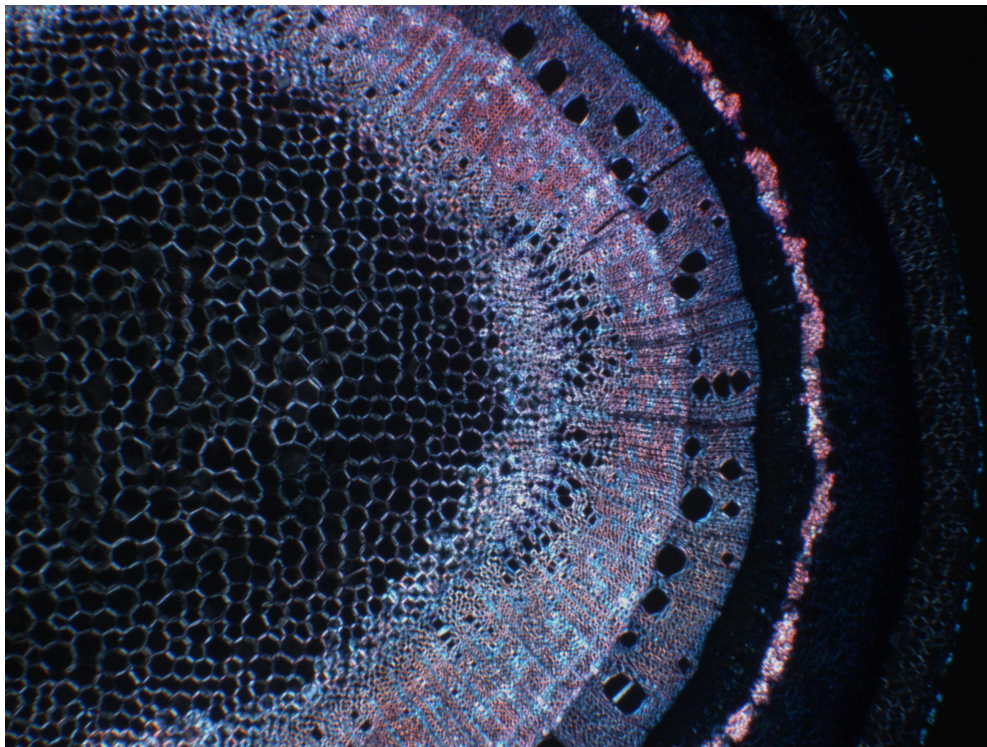
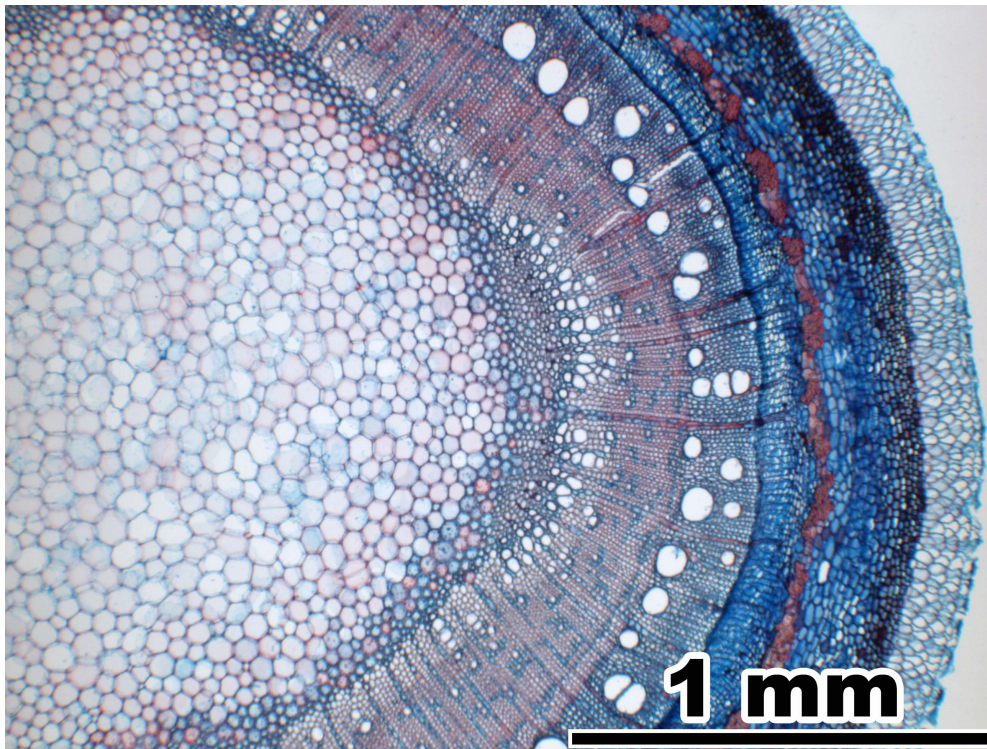
Radial section (26-27)

Phloem (26-27; 27 = 26 in xpl): parenchyma strands with several druses in axial arrangement (27: druses glow in polarized light).



Fraxinus excelsior L.

(Oleaceae)



Fraxinus excelsior L. (Oleaceae)

Pith

Transverse section (1-7)

Shape roundish to oval or irregular, slightly rhomboid or hexagonal (1-3; 2 = 1 in xpl). Pith homocellular (rarely heterocellular: with small druses), with medullary sheath. Pith cell walls not lignified in some specimens, in others lignified. **Pith cells** (4-6) five- to seven-angled, 30-80 µm in diameter, double wall diameter 1 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter (5). Some small and medium-sized intercellulars. Rarely specimens with small druses occur.

Medullary sheath cells (6-7): All cell walls lignified. Cells roundish, 15-40 µm in diameter, double wall diameter 3-5 µm. Many round or oval pits of 1-2 µm diameter (7). Many small and some medium-sized intercellulars. Some specimens with very broad medullary sheath. In polarized light, the pith appears light with lighter medullary sheath (2).

Radial section (8-13)

Cells in straight or undulating axial rows, maybe arranged irregularly towards the pith's centre (8-9; 9 = 8 in xpl). Pith cell walls not lignified in some specimens, in others lignified.

Pith cells (10-12; 12 = 11 in xpl) angular, four- to six-angled, slightly axially or radially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1 µm. Oval pits of 2-4 µm diameter (11). Rarely specimens with small druses occur (11-12: druses glow in polarized light). Some small and medium-sized intercellulars. **Medullary sheath cells** (13): All cell walls lignified. Cells rectangular, slightly radially elongated, square or axially elongated, 20-40 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-5 µm. Round pits of <1 µm diameter.

Primary xylem

Transverse section (14-16)

In roundish to oval piths the primary xylem tissue forms two patches symmetrically arranged in the narrow ends (1), in rhomboid or hexagonal piths four or six patches (3). Only few primary xylem tissue is found between these patches. Parenchyma cells round, oval or angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of three to five tracheae per row, with distinct helical thickenings.

Secondary xylem

Transverse section (17-18)

First tree ring ring-porous or semi-ring-porous, always without large tracheae. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows (18), outside of these regions only few tracheae. Latewood optionally with small tracheae.

Radial and tangential section (19-20)

Rays at the end of the first tree ring uni- and biseriate and five to 30 cells high. High rays optionally with two or three biseriate portions. Body ray cells procumbent, optionally with one row of upright marginal cells.

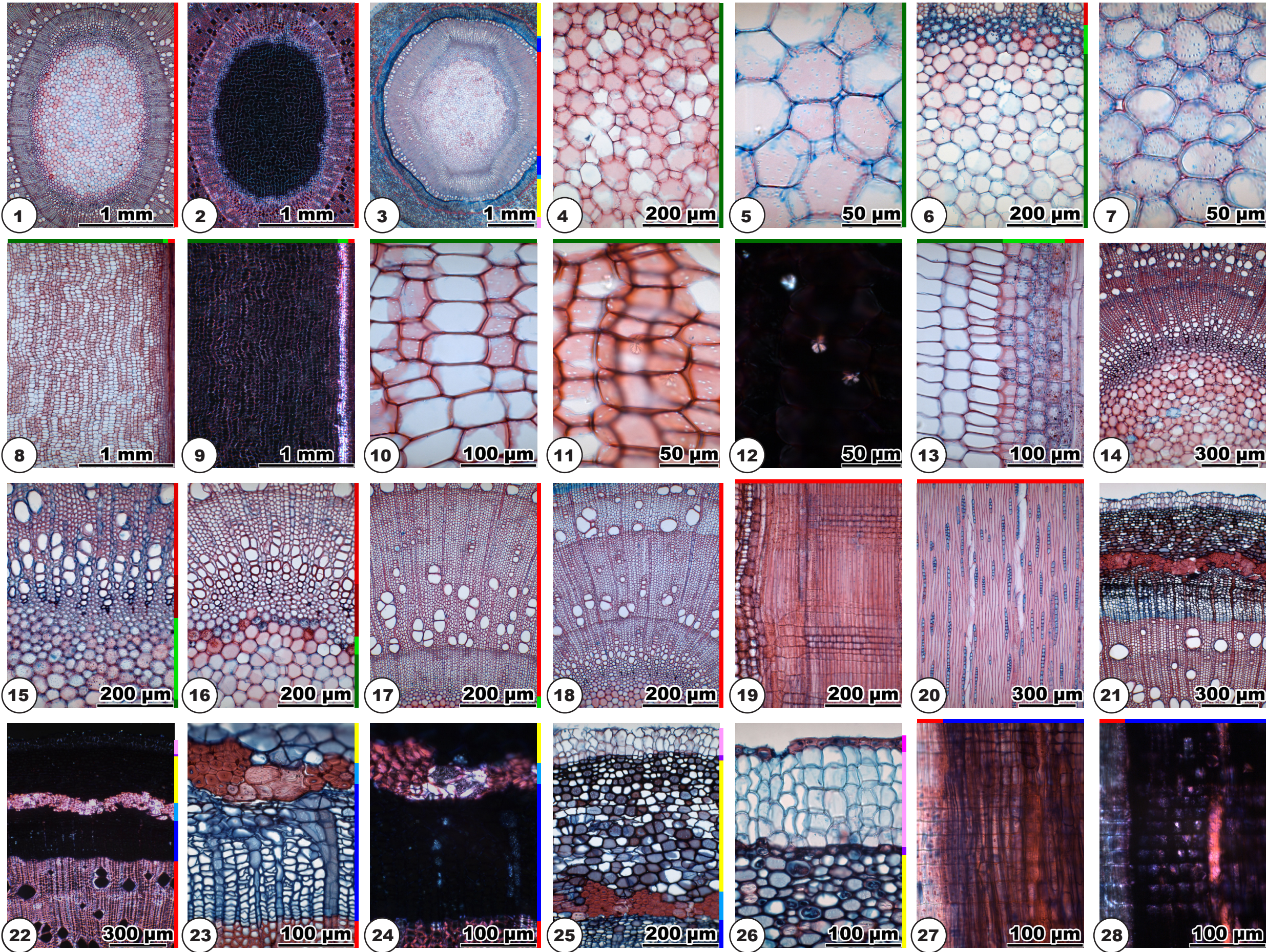
Bark

Transverse section (21-26)

Bark general view: 21-22; 22 = 21 in xpl. **Phloem** (23-24; 24 = 23 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Sclereids and/or fibre-sclereids may be interspersed. Collapsed sieve tube elements present. Ray parenchyma cells with crystal sand (24: crystal sand glows faintly in polarized light). Ray dilatation usually by cell extension, rarely by cell augmentation (23). Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids which build together with sclereids a hollow cylinder with irregular edges (21, 23, 25). **Cortex** (25): smooth transition between inner and outer cells. Inner cells 30-50 µm in diameter, oval, with many intercellulars of all sizes. Outer cells thick-walled, 10-30 µm in diameter, roundish, no intercellulars. Optionally sclereids in the cortex. **Periderm** (25-26): phelloderm consists of one to two cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of thin-walled cork cells. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells thick-walled (26).

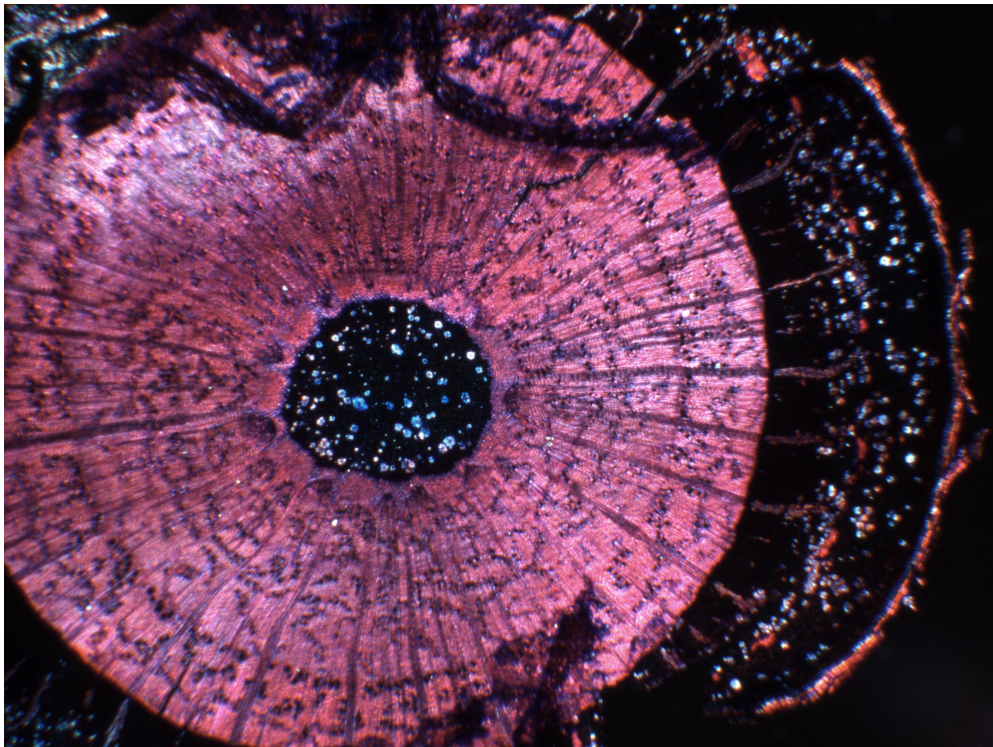
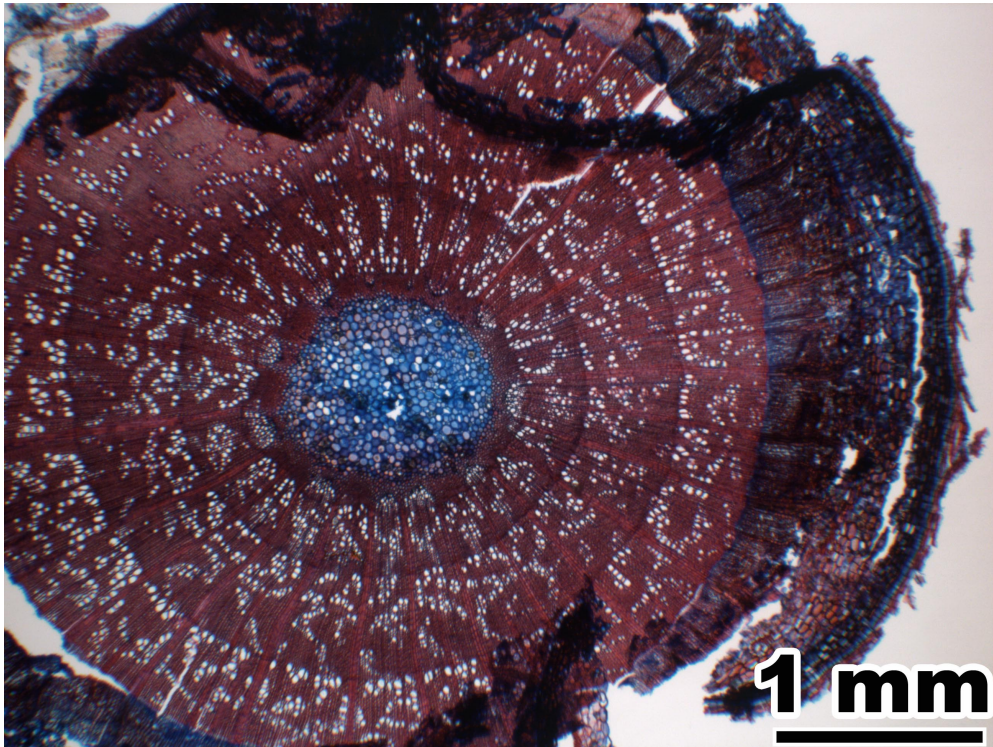
Radial section (27-28)

Phloem (27-28; 28 = 27 in xpl): Ray cells with crystal sand.



Hedera helix L.

(Araliaceae)



Hedera helix L. (Araliaceae)

Pith

Transverse section (1-5)

Shape roundish (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses, ducts), with medullary sheath. Pith cell walls non lignified, medullary sheath cell walls lignified. **Pith cells** (3) round, 25-65 µm in diameter, double wall diameter 1-2 µm. Round pits of <1-1 µm diameter (3). Some cells with large druses (druses lack in the plant's vegetative state). Many intercellulars of all sizes. 8-12 **secretory ducts** with epithelial cells in the periphery of pith cell tissue or in medullary sheath tissue (4). **Medullary sheath** (5) is more or less distinct, all cells lignified, double wall diameter 4-7 µm, no intercellulars, no druses. In polarized light, the pith glows faintly, with glowing druses, the medullary sheath appears light (2).

Radial section (6-10)

Cells in straight axial rows (6-8; 7 = 6 in xpl). Pith cell walls non lignified, medullary sheath cell walls lignified. **Pith cells** (8-9) square to slightly axially elongated, with rounded corners, 20-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-2 µm. Round or oval pits of 2-5 µm diameter (9). Cells with large druses solitary, rarely in axial multiples (druses lack in the plant's vegetative state). Many intercellulars of all sizes, also large axially oriented intercellulars. **Secretory ducts** with epithelial cells in the periphery of pith cell tissue or in medullary sheath tissue (10, arrows). **Medullary sheath cells** (8) rectangular, axially elongated, 40-70 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 4-6 µm. Many round pits of 1-2 µm diameter. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (11-13)

Primary xylem tissue distributed in a hollow cylinder around the pith only interrupted by rays. Thick layer of thick-walled, round to angular parenchyma cells in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements may be visible as dark dots. Metaxylem tracheary elements in irregular arrangement, often accompanied by non lignified parenchyma cells.

Secondary xylem

Transverse section (14)

First tree ring like the later tree rings.

Radial and tangential section (15-16)

At the end of the first tree ring there are very high rays, spaced, three to four cells wide. In the interspaces are rays one to three cells wide and four to 30 cells high. Body ray cells procumbent, maybe with one row of upright marginal cells.

Bark

Transverse section (17-25)

Bark general view: 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (19-21) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangential layers, optionally sclereids present. Several tangential layers of sieve tube elements alternate with one to six tangential layers of parenchyma cells (19). Collapsed sieve tube elements present. Older parenchyma cells build secretory ducts (21, arrows). Some cells with druses (druses lack in the plant's vegetative state). Weak ray dilatation by cell extension (19-20). Ray cells densely filled with small druses (18, druses

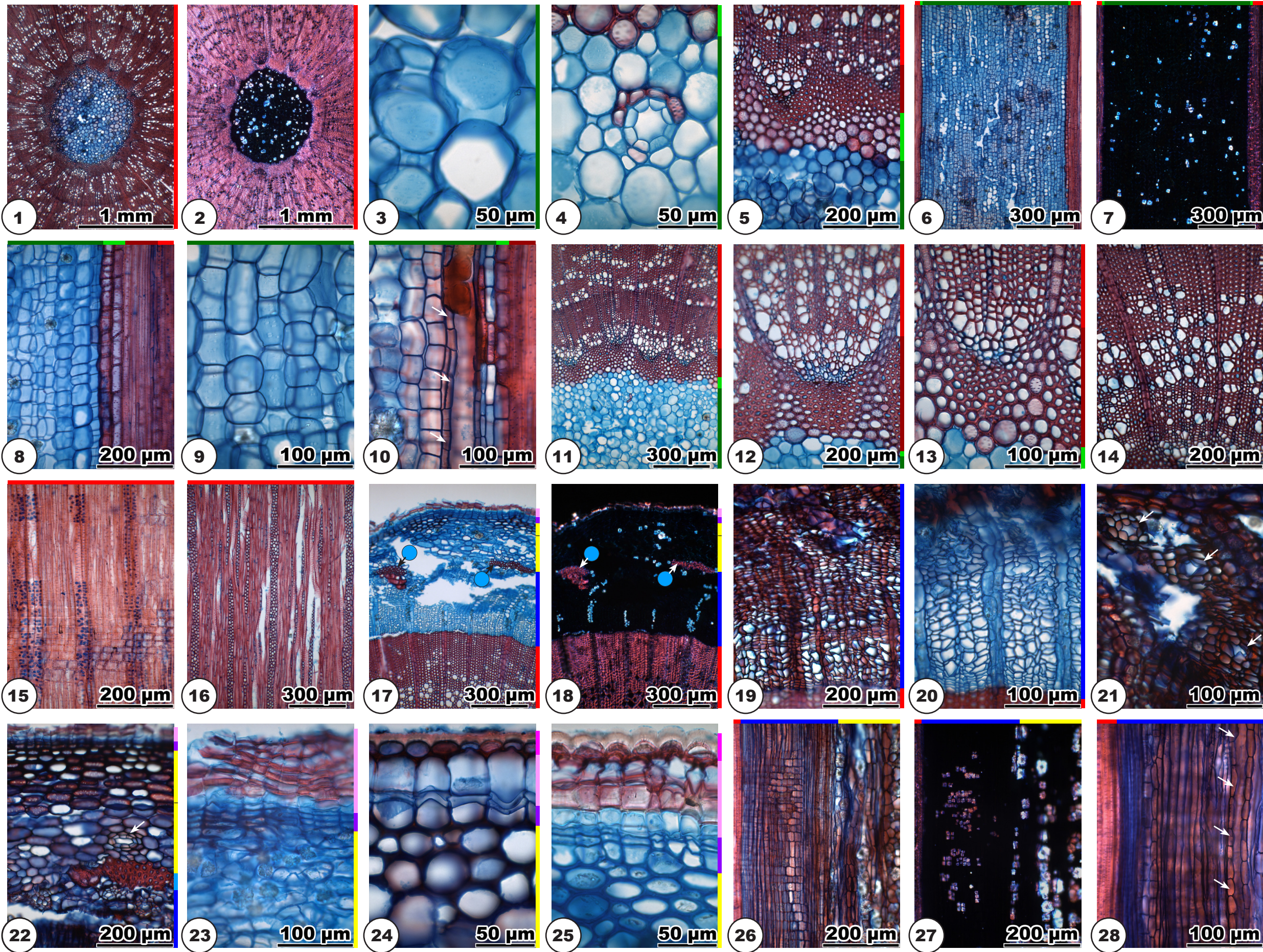
glow in polarized light) (only few druses in the plant's vegetative state). Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (17-18, arrows, 22). **Cortex** (22): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 30-100 µm in diameter, oval to roundish, some large druses (druses lack in the plant's vegetative state). Large intercellulars. Secretory ducts (22, arrow). Outer cells thick-walled, 20-70 µm in diameter, oval, no intercellulars. Outer cells may occur as a layer (22) or as patches (17). **Periderm** (23-25): phelloderm consists of two to four cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of cork cells with thick tangential walls (23), often with an additional tangential layer of sclerenchymatous cells. Periderm patchy. The initial periderm is built between cortex and epidermis (24: young periderm, 25: phellem with one layer of sclerenchymatous cells). **Epidermis** (24-25) cells thin-walled. Thick cuticula.

Radial section (26-28)

Phloem (26-28; 27 = 26 in xpl): Druses in rays in radial arrangement (27 on the left, druses glow in polarized light), druses in phloem parenchyma in axial multiples. Secretory ducts in older phloem (28, arrows). **Cortex**: Druses mostly in irregular arrangement, maybe in short axial multiples.

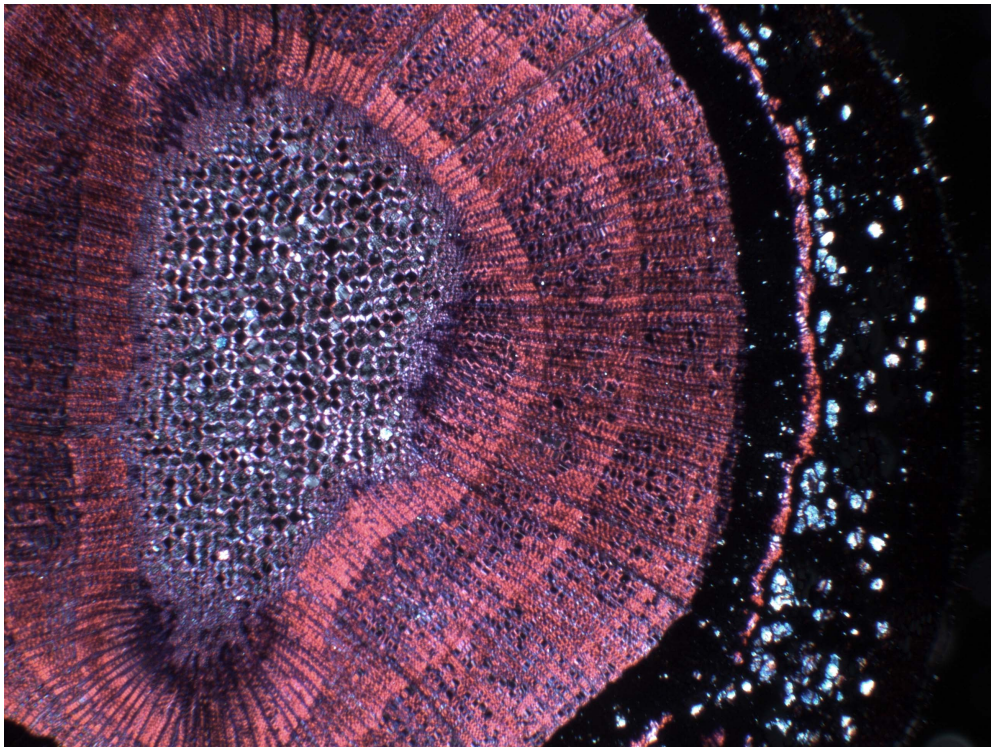
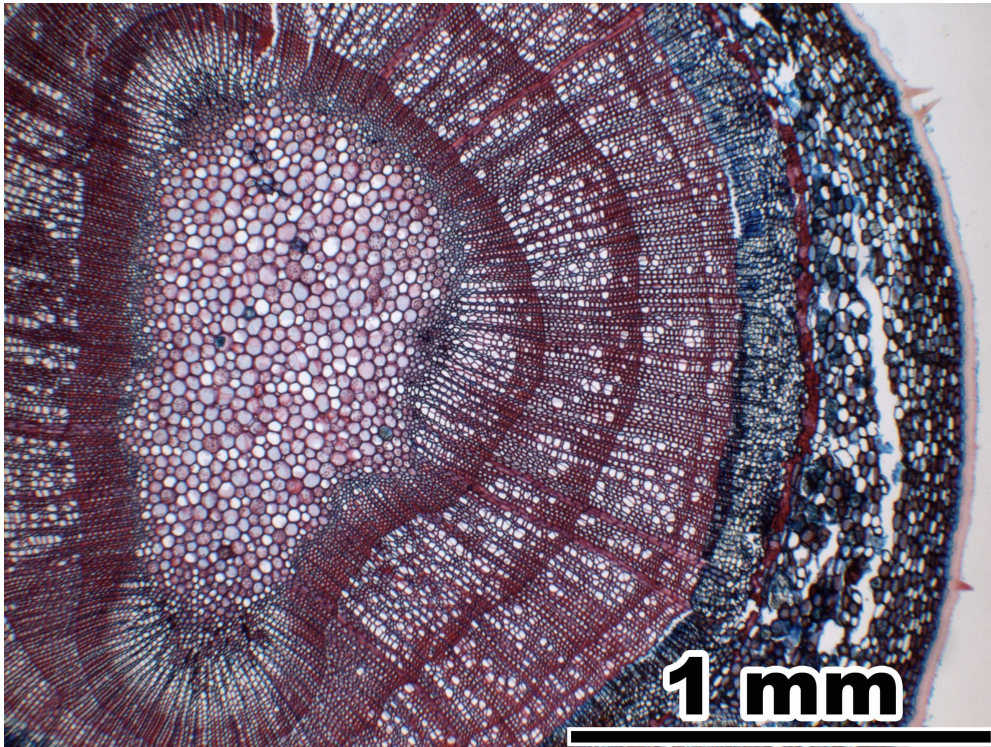
Hedera helix L.

Araliaceae



***Ilex aquifolium* L.**

(Aquifoliaceae)



Ilex aquifolium L. (Aquifoliaceae)

Pith

Transverse section (1-5)

Shape roundish-oval, slightly triangular or irregular, with wavy outline (1-3; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with crystals), rarely homocellular. All cell walls lignified. Cells (4, 5) roundish to five- to six-angled, 20-60 µm in diameter, double wall diameter 2-3.5 µm. Round pits of <1-1.5 µm diameter (5). Most specimens with large druses or polyhedral crystals. Some small and few medium-sized intercellulars. In polarized light, pith appears light, with glowing druses (2).

Radial section (6-10)

Cells in slightly undulating axial rows (6-9; 7 = 6 in xpl, 9 = 8 in xpl). All cell walls lignified. Cells (10) rectangular, square or slightly axially or radially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-4 µm. Round to oval pits of <1-1.5 µm diameter. Few small and medium-sized intercellulars. Most specimens with some solitary cells or axial multiples filled with large druses or polyhedral crystals (9: druses glow in polarized light, 10).

Primary xylem

Transverse section (11-13)

Primary xylem parenchyma forms a hollow cylinder around the pith (11), including three (rarely two or four) vascular bundle like structures (1, 12). Many parenchyma cells, round to angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements rarely visible. Metaxylem tracheary elements solitary or in small groups in the parenchyma tissue (hollow cylinder) or arranged in radial seriation of three to five tracheae per row (vascular bundle like structures).

Secondary xylem

Transverse section (14)

In the first tree ring vessels occur predominantly adjacent to the vascular bundle like structures. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (15-16)

Rays at the end of the first tree ring either uniseriate, or two to three cells wide and up to 100 cells high. Uniseriate rays either only with upright cells or with few procumbent body ray cells and one to several rows of upright marginal cells.

Bark

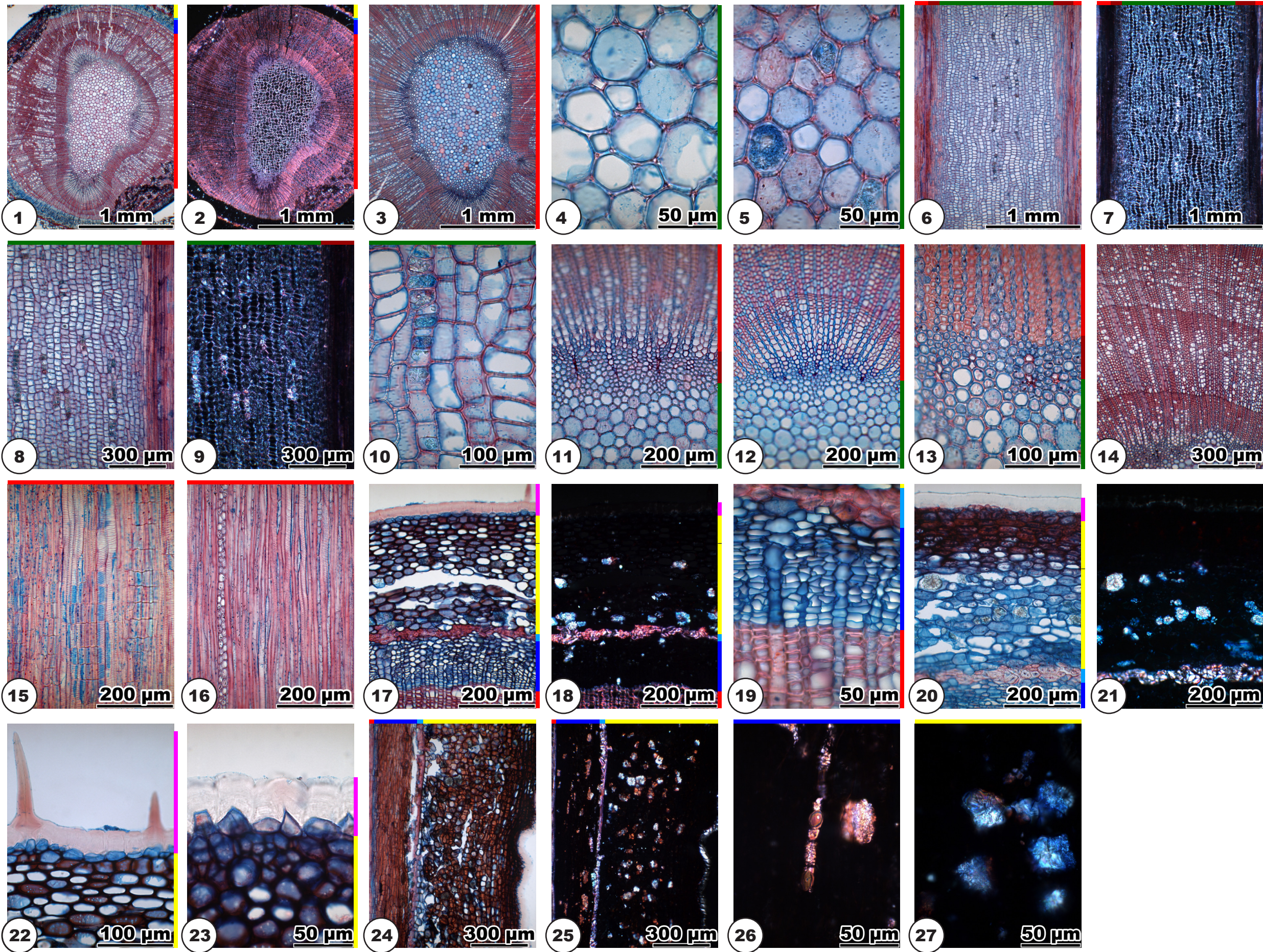
Transverse section (17-23)

Bark general view: 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (19) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangential layers. Some parenchyma cells with druses or polyhedral crystals, druses in ray cells may occur. Collapsed sieve tube elements present. Ray dilatation by cell extension (19). Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids which build together with sclereids a hollow cylinder, often with irregular edges (17-21). **Cortex** (20-21; 21 = 20 in xpl): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 30-80 µm in diameter, oval, druses frequent, with large intercellulars. Outer cells thicker-walled, 30-50 µm in diameter, oval, no intercellulars. No **periderm** within the first six years.

Epidermis cells (22, 23) irregularly shaped, thin-walled with thick and layered cuticula, few hairs.

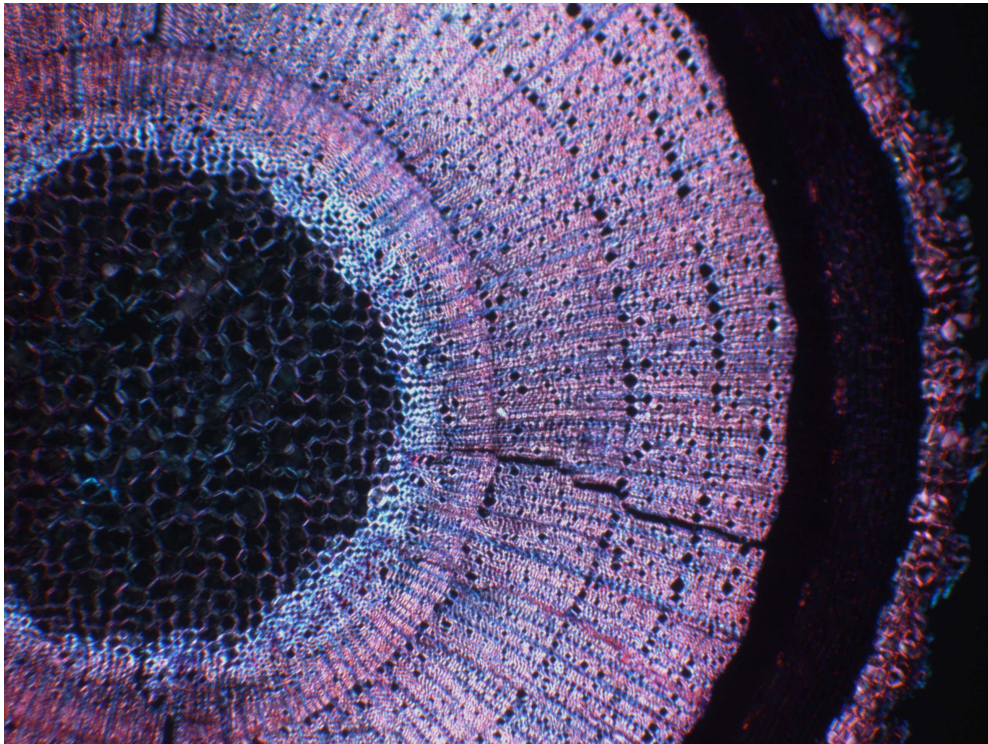
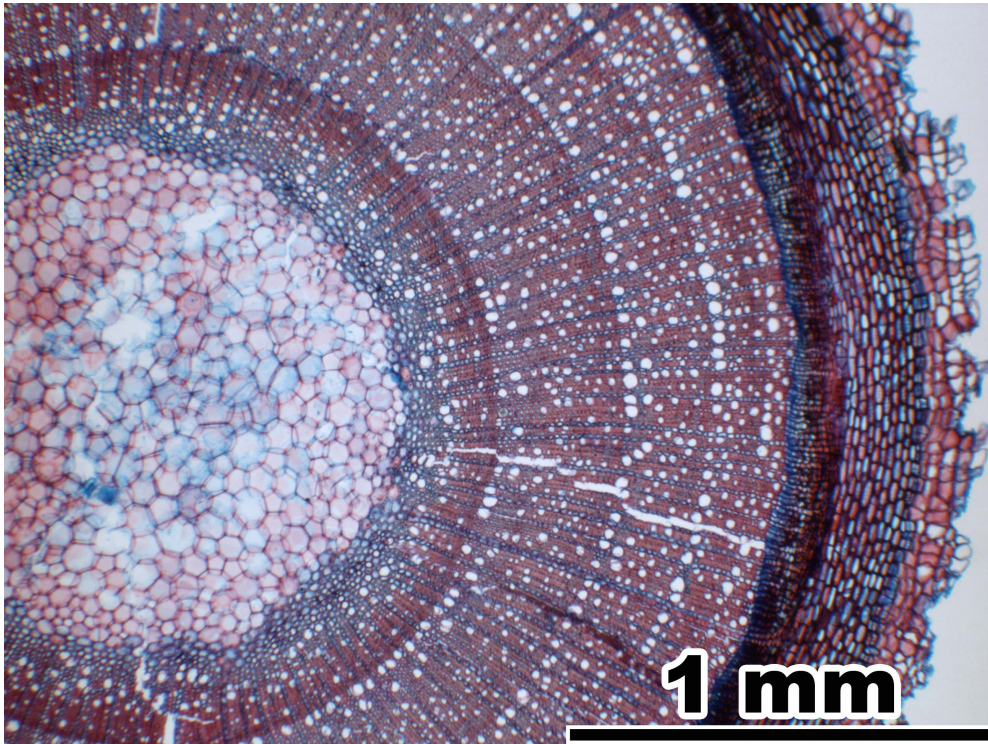
Radial section (24-27)

Phloem (24-26; 25 = 24 in xpl, 26 = xpl): sieve tube elements as well as parenchyma cells may be filled with crystals (druses, polyhedral crystals, amorph crystals). **Cortex** (24, 25, 27; 25 = 24 in xpl, 27 = xpl) with solitary cells with large druses.



Ligustrum vulgare L.

(Oleaceae)



Ligustrum vulgare L. (Oleaceae) (Ü_Ligustr64x50)

Pith

Transverse section (1-4)

Shape roundish (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith homocellular, with medullary sheath. All cell walls lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (3-4) five- to seven-angled, 20-70 µm in diameter, double wall diameter 1 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter (3). Few to many small intercellulars. **Medullary sheath cells** (4) oval, 15-30 µm in diameter, double wall diameter 2-5 µm. Round or oval pits of 1-2 µm diameter. Small intercellulars. In polarized light, the pith appears light with lighter medullary sheath (2).

Radial section (5-8)

Cells in straight or slightly undulating axial rows (5-6; 6 = 5 in xpl). All cell walls lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (7) angular, radially elongated or square, 15-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1 µm. Round or oval pits of 1-2 µm diameter. Few small intercellulars. **Medullary sheath cells** (8) rectangular, slightly radially elongated, square or slightly axially elongated, 15-35 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-5 µm. Round or oval pits of 1-2 µm diameter. Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (9-12)

Surrounding the pith 8-12 mostly small vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, in irregular arrangement. Most vascular bundles show only few parenchyma cells. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements in irregular arrangement or in radial seriation of two to three tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (13)

First tree ring diffuse-porous. Vessels may be smaller and less numerous.

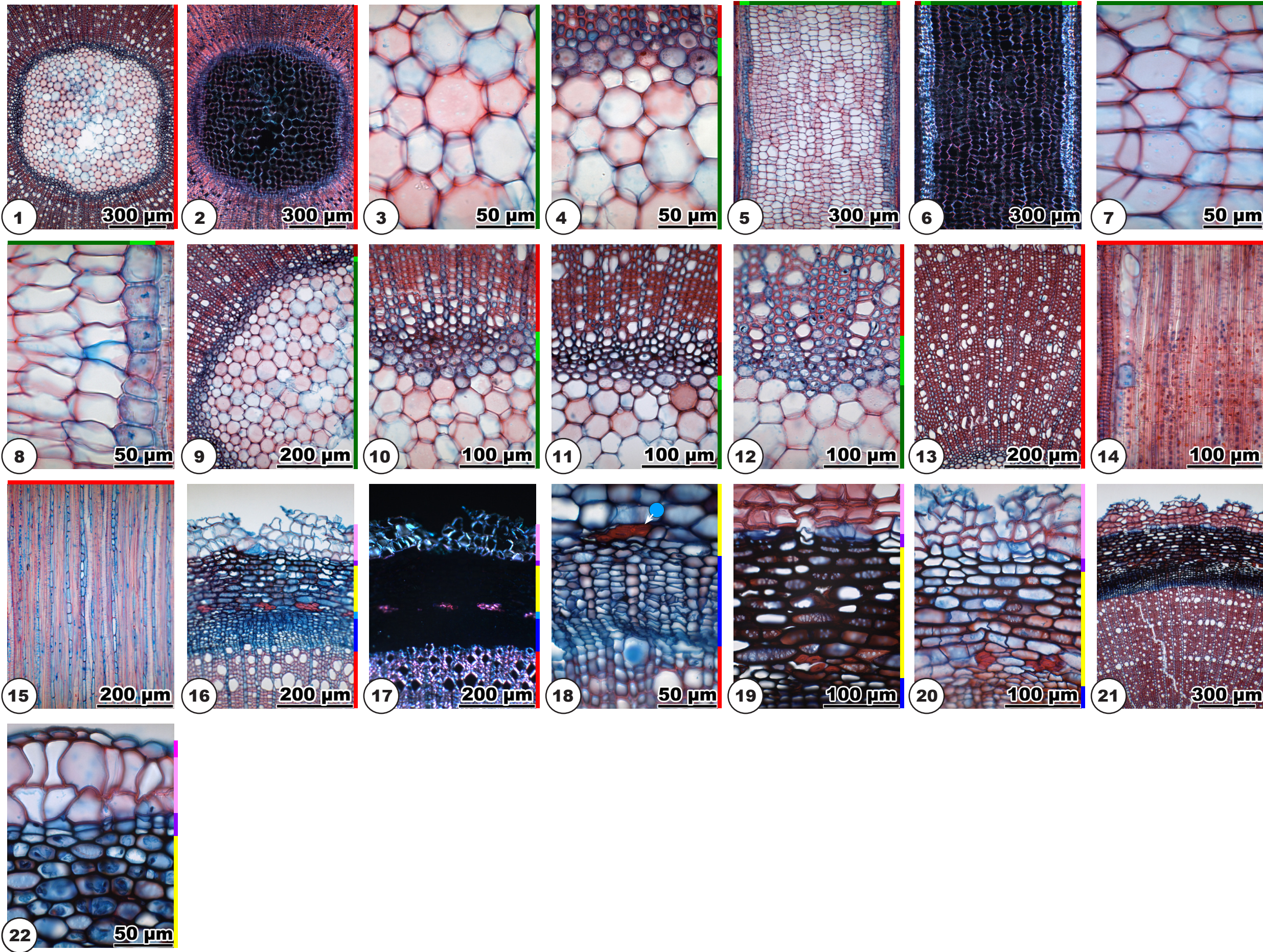
Radial and tangential section (14-15)

Rays at the end of the first tree ring uni- or biseriate, ten to 100 cells high. High rays with several biseriate portions. Most ray cells axially elongated, body ray cells procumbent.

Bark

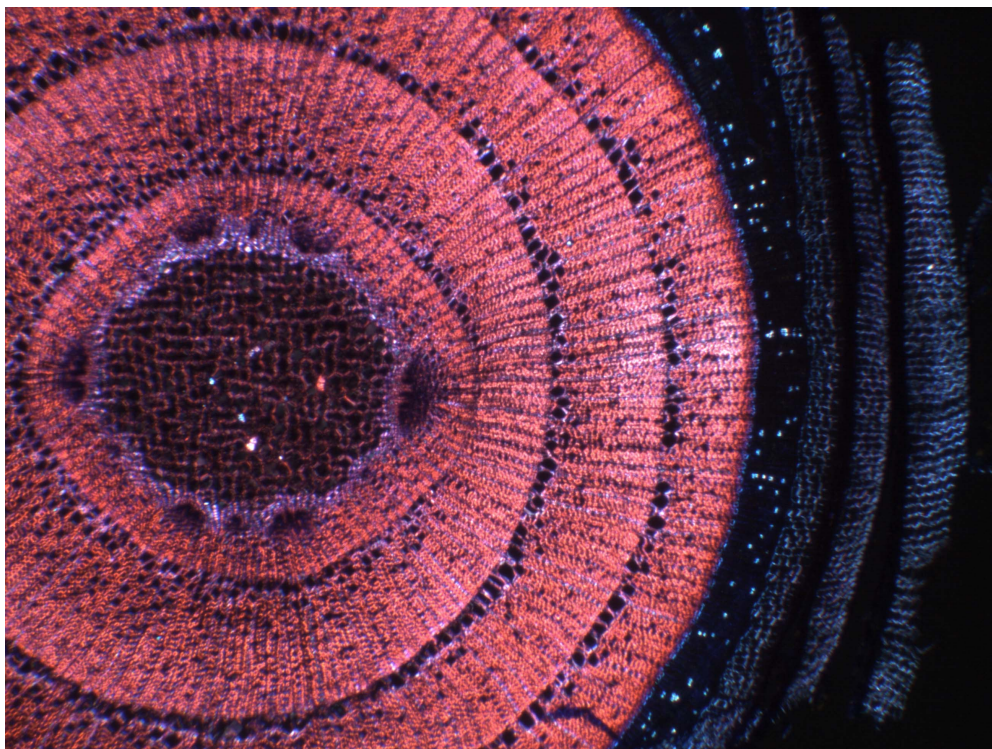
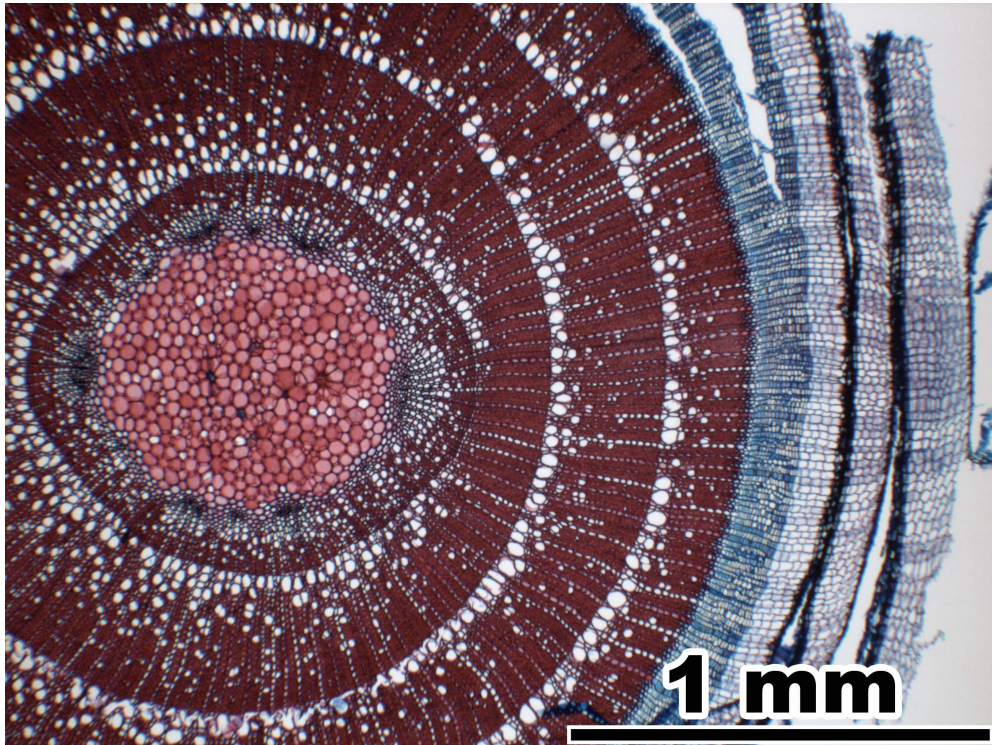
Transverse section (16-22)

Bark general view: 16-17; 17 = 16 in xpl. **Phloem** (18) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Collapsed sieve tube elements present. Weak ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (16, 18). **Cortex** (19-20) with oval thick-walled cells, 30-70 µm in diameter, without intercellulars (19). In some specimens cortex cells with thinner walls and intercellulars occur (20). **Periderm** (20-22): phelloderm consists of two to three cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of thick-walled cork cells. Phellem dehisces gear-wheel like (21). The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells thin-walled (22).



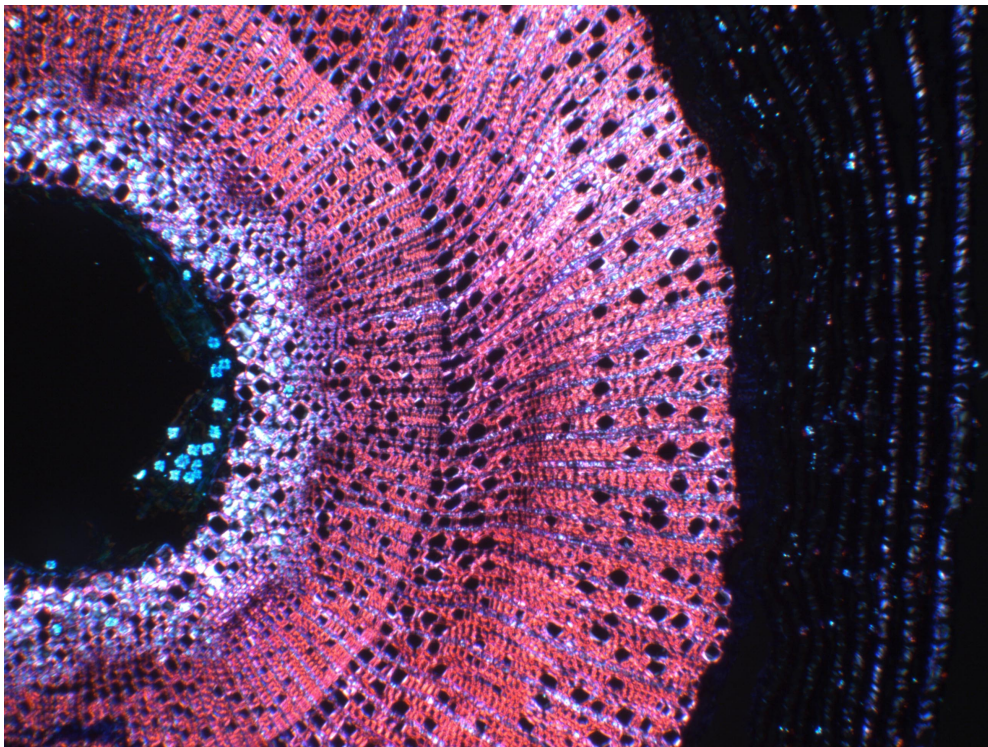
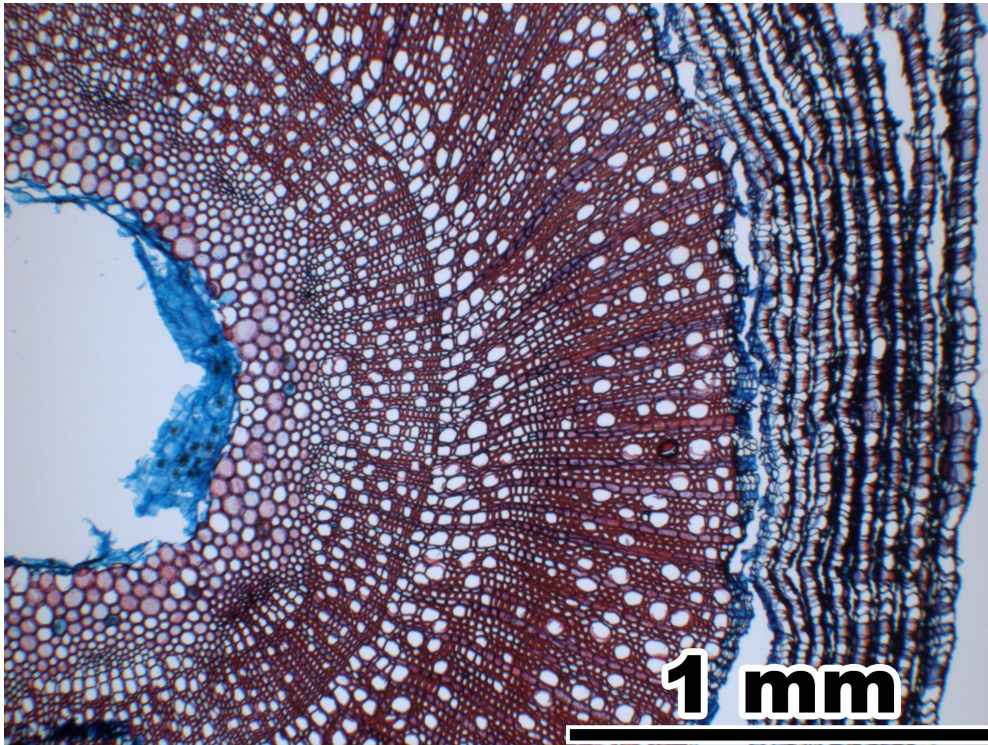
***Lonicera nigra* L.**

(Caprifoliaceae)



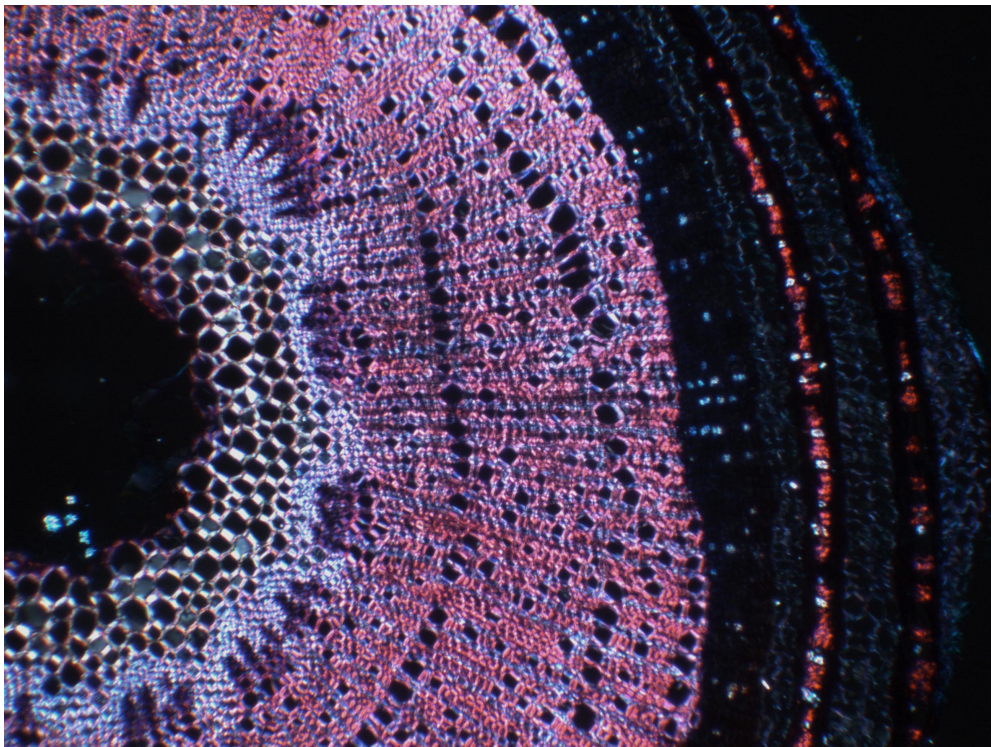
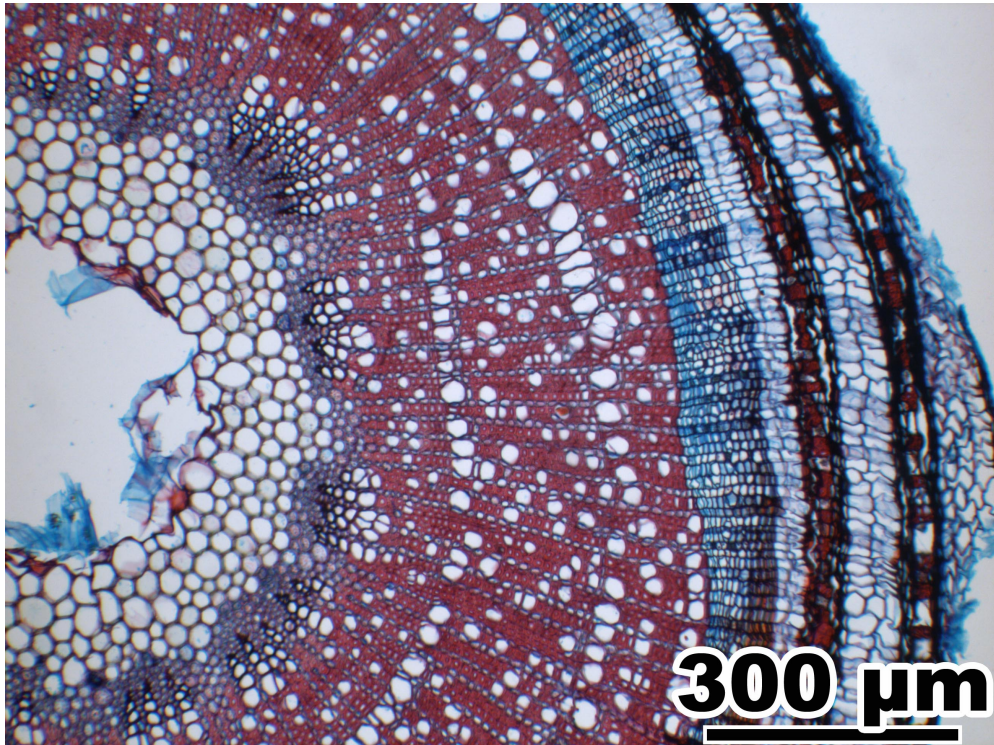
Lonicera periclymenum L.

(Caprifoliaceae)



***Lonicera xylosteum* L.**

(Caprifoliaceae)



Lonicera nigra L., **Lonicera periclymenum** L., **Lonicera xylosteum** L. (Caprifoliaceae)

The three species differ in some features in the pith. See also the table at the end of the descriptions.

Pith

Lonicera nigra

Transverse section (1-5)

Shape round or oval (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some specimens with cells with druses) or homocellular, with medullary sheath. All cell walls lignified (except some cells with druses). **Pith cells** (3-5) round to five- or six-angled, 25-60 µm in diameter, double wall diameter 1-1.5 µm. Pits oval, 1-1.5 µm in diameter, often arranged near the axial walls (4). Druses may occur, cells with druses often with unlignified cell walls (1). Many small intercellulars. Some parenchyma cells show a circular arrangement (5). **Medullary sheath cells** (5) round to oval, 10-40 µm in diameter, double wall diameter 2.5-4 µm. Few round pits of 1-1.5 µm diameter. Many small intercellulars. In polarized light, the pith glows faintly, with glowing druses, the medullary sheath appears light (2).

Radial section (6-9)

Cells in straight axial rows (6-8; 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified. **Pith cells** (8) angular, slightly radially elongated, square or axially elongated, 15-40 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Round or oval pits of 1-3 µm diameter. Druses solitary and in axial multiples, cells with druses often with unlignified cell walls (8). Few axially oriented intercellulars. **Medullary sheath cells** (9) angular, square or axially elongated, 10-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-2 µm. Pits <1-1 µm diameter. No intercellulars.

Lonicera periclymenum

Transverse section (1-5)

Shape round to oval, with wavy outline (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (thin- and thick-walled cells present, some cells with druses), with pith cavity and medullary sheath. **Central cells** (3-4) with thin, non lignified walls and optionally with druses. Cells torn already in one-year-old twigs, leaving a pith cavity. **Peripheral cells** (3-4): All cell walls lignified. Cells roundish, 20-60 µm in diameter, double wall diameter 1-2 µm. Pits round to oval, 1-4 µm in diameter. Many small intercellulars. Usually there are only few peripheral cells, and they may lack in some specimens. **Medullary sheath cells** (5): All cell walls lignified. Cells round to five- or six-angled, 20-60 µm in diameter, double wall diameter 4-10 µm. Round pits of 1-1.5 µm diameter. Many small intercellulars. Some cells with druses. In polarized light, pith appears light with glowing druses in the torn tissue in the pith cavity (2).

Radial section (6-10)

Cells in straight axial rows (6-7; 7 = 6 in xpl). **Central cells** (6, 8) non lignified, torn. Oval pits of 3-7 µm diameter. Druses solitarily. **Peripheral cells** (8): All cell walls lignified. Cells rectangular, square or axially elongated, 40-120 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-2 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter. Some large axially oriented intercellulars. Peripheral cells may lack in some specimens. **Medullary sheath cells** (6, 9-10): All cell walls lignified. Cells rectangular, square or axially elongated, 40-120 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 4-8 µm. Round to oval pits of <1-2 µm diameter. Druses in chambered cells (10). No intercellulars.

Lonicera xylosteum

Transverse section (1-6)

Shape round, with wavy outline (1-3; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (thin- and thick-walled cells present, some specimens with cells with druses), with pith cavity, medullary sheath may occur. **Central cells** (1, 4) with thin, non lignified walls and optionally with druses. Cells torn already in one-year-old twigs, leaving a pith cavity. **Peripheral cells** (3-5): All cell walls lignified. Cells round to five- or six-angled, 10-50 µm in diameter (in large piths up to 80 µm), double wall diameter 1.5-2.5 µm. Pits absent or rare, oval, 1-1.5 µm in diameter, often arranged near the axial walls (5). Many small intercellulars. Some specimens with **medullary sheath cells** (4, 6), cells round to oval, 10-40 µm in diameter, double wall diameter 2.5-4 µm. Some round pits of 1-1.5 µm diameter. Many small intercellulars. In polarized light, pith and medullary sheath appear light, with glowing druses in the torn tissue in the pith cavity (2).

Radial section (7-10)

Cells in straight axial rows (7-8; 8 = 7 in xpl). All cell walls lignified except central cells.

Central cells non lignified, torn. **Peripheral cells** (9-10) square to axially elongated, with rounded corners, 40-120 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1.5-3 µm. Oval pits of 1-3 µm diameter (9). Few axially oriented intercellulars. **Medullary sheath cells** (10) rectangular, slightly radially elongated, square or axially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 4-6 µm. Oval pits of 1-3 µm diameter. No intercellulars.

Lonicera nigra, L. periclymenum, L. xylosteum

Primary xylem

Transverse section (*L. n.* 10-12, *L. p.* 11-13, *L. x.* 11-13)

Surrounding the pith 6-20 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of three to five tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (*L. n.* 13, *L. p.* 14, *L. x.* 14)

First tree ring diffuse-porous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (*L. n.* 14-15, *L. p.* 15-16, *L. x.* 15-17)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate and three to 50 cells high (*L. n.* 15, *L. x.* 16). Most ray cells axially elongated, few body ray cells procumbent. Starting with the third year or later, body ray cells develop bi- or threeseriate (*L. x.* 17).

Bark

Transverse section (*L. n.* 16-22, *L. p.* 17-23, *L. x.* 18-24)

Bark general view: *L. n.* 16-17; 17 = 16 in xpl, *L. p.* 17-18; 18 = 17 in xpl, *L. x.* 18-19; 19 = 18 in xpl. **Phloem** (*L. n.* 18-20; 19 = 18 in xpl, *L. p.* 19-20; 20 = 19 in xpl, *L. x.* 20-23) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in radial rows in intermixed arrangement, with intercellulars. Some specimens with fibre-sclereids in the phloem (*L. n.* 20, *L. x.* 20). No collapsed sieve tube elements present. Phloem parenchyma cells and ray parenchyma cells optionally with druses (*L. n.* 17, 19, *L. p.* 20, druses glow in polarized light). No dilatation. Primary phloem tissue not visible. **Cortex** cells (*L. p.* 21) roundish, 20-40 µm in diameter, few druses, large intercellulars. Very few cortex cells, present only in one- or two-year-old twigs. **Periderms: Initial periderm** (*L. p.* 21, *L. x.* 21-22): phelloderm consists of one to three cell layers, phellem consists of several layers of large thin-walled cork cells, adjacent to the outside several layers of large, lignified, thick-walled cork cells. The initial periderm is built

between cortex and epidermis or in the cortex tissue and is present only in one- or two-year-old twigs. **Following periderms** (*L. n.* 16, 20-22, *L. p.* 22-23, *L. x.* 18, 20, 22-24) are built either in the phloem tissue or between phloem and the latest periderm; phelloderm consists of one or two (*L. periclymenum*, *L. xylosteum*) or one to several (*L. nigra*) cell layers, phellem consists of one or two (*L. periclymenum*, *L. xylosteum*) or three to five (*L. nigra*) cell layers of radially elongated thin-walled cork cells. Small druses may occur. The phelloderm cells and, if present, the phloem cells are soon pressed to a thin dark band (*L. n.* 21, *L. x.* 20), optionally including an interrupted fibre band deriving from phloem parenchyma cells (*L. n.* 20, 22, *L. p.* 23, *L. x.* 18, 23). Repeated periderms lead to regularly alternating layers of large thin-walled cork cells and pressed thin-walled cork cells (*L. n.* 16, *L. p.* 22-23, *L. x.* 24). The **epidermis** is not preserved even in one-year-old twigs.

Radial section (*L. n.* 23-25, *L. p.* 24-28, *L. x.* 25-27)

Phloem (*L. n.* 23-24; 24 = 23 in xpl, *L. p.* 24-28; 25 = 24 in xpl, 28 = 27 in xpl, *L. x.* 25-26; 26 = 25 in xpl): chambered ray cells containing three to eight druses in axial arrangement (*L. n.* 23-24, *L. p.* 26, *L. x.* 25-26, druses glow in polarized light). **Periderm** (*L. n.* 25, *L. p.* 27-28; 28 = 27 in xpl, *L. x.* 27): phellem: thin-walled cork cells angular, axially elongated (*L. n.* 25, *L. x.* 27). Repeated periderms in phloem tissue (*L. p.* 27), druses in phloem larger than in periderm (*L. p.* 28).

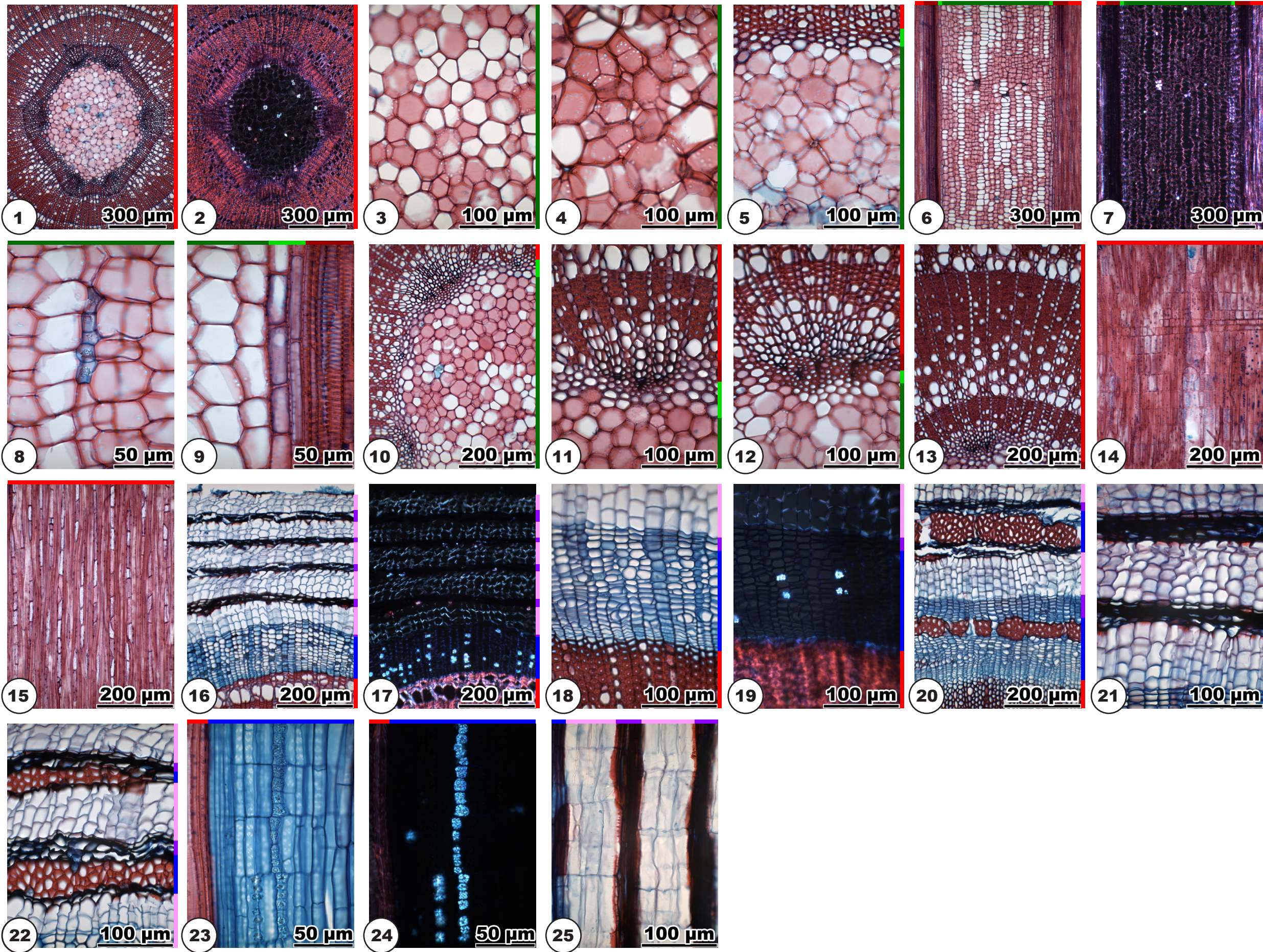
Pith feature differences

Transverse section

	<i>L. nigra</i>	<i>L. periclymenum</i>	<i>L. xylosteum</i>
pith cavity	no	yes	yes
central and peripheral cells present	no	yes	yes
peripheral cells		few	many
medullary sheath cells	present	many	few
pith outline	even	wavy	wavy
pith in polarized light	glows faintly	light	light

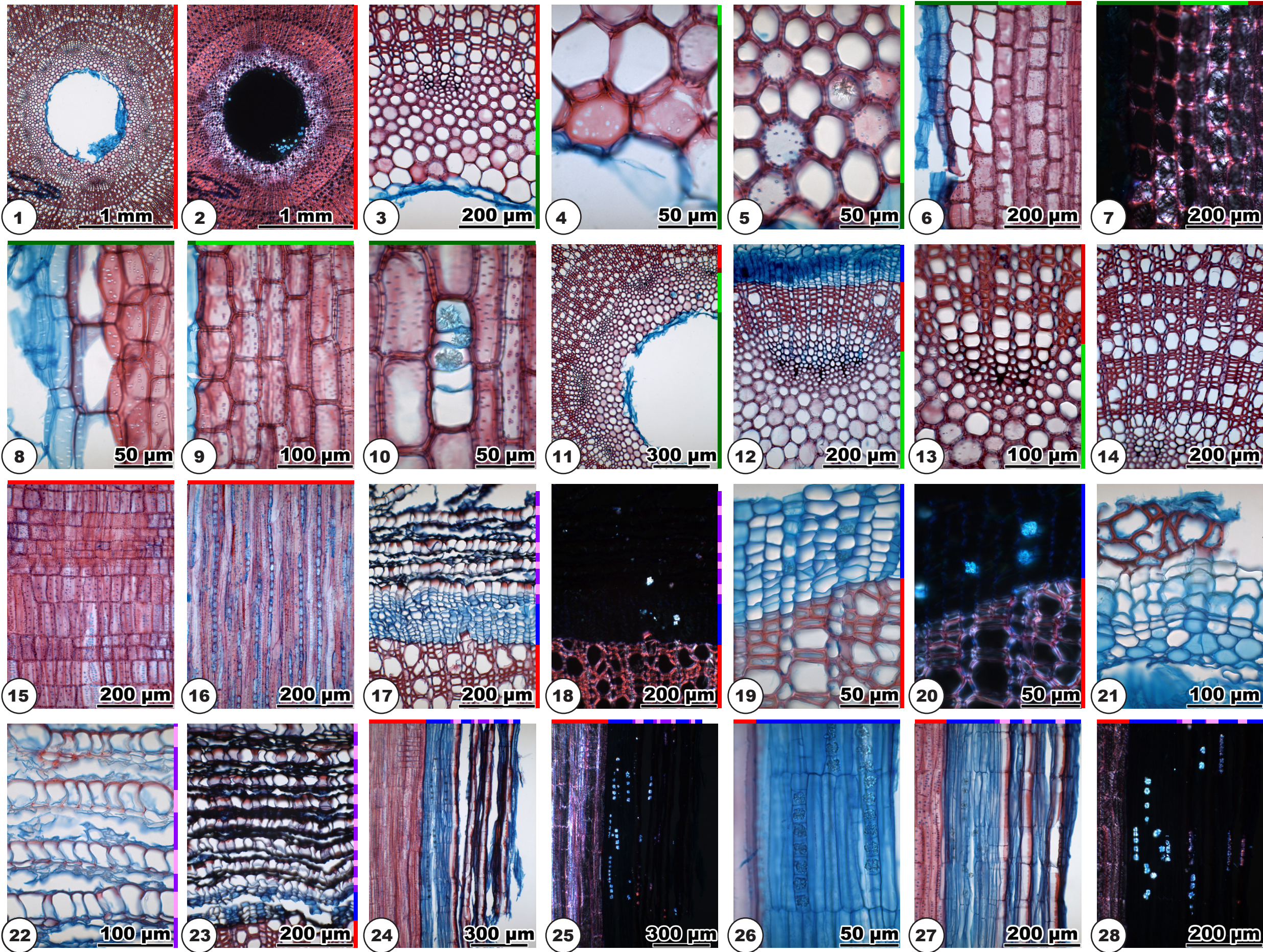
Longitudinal section

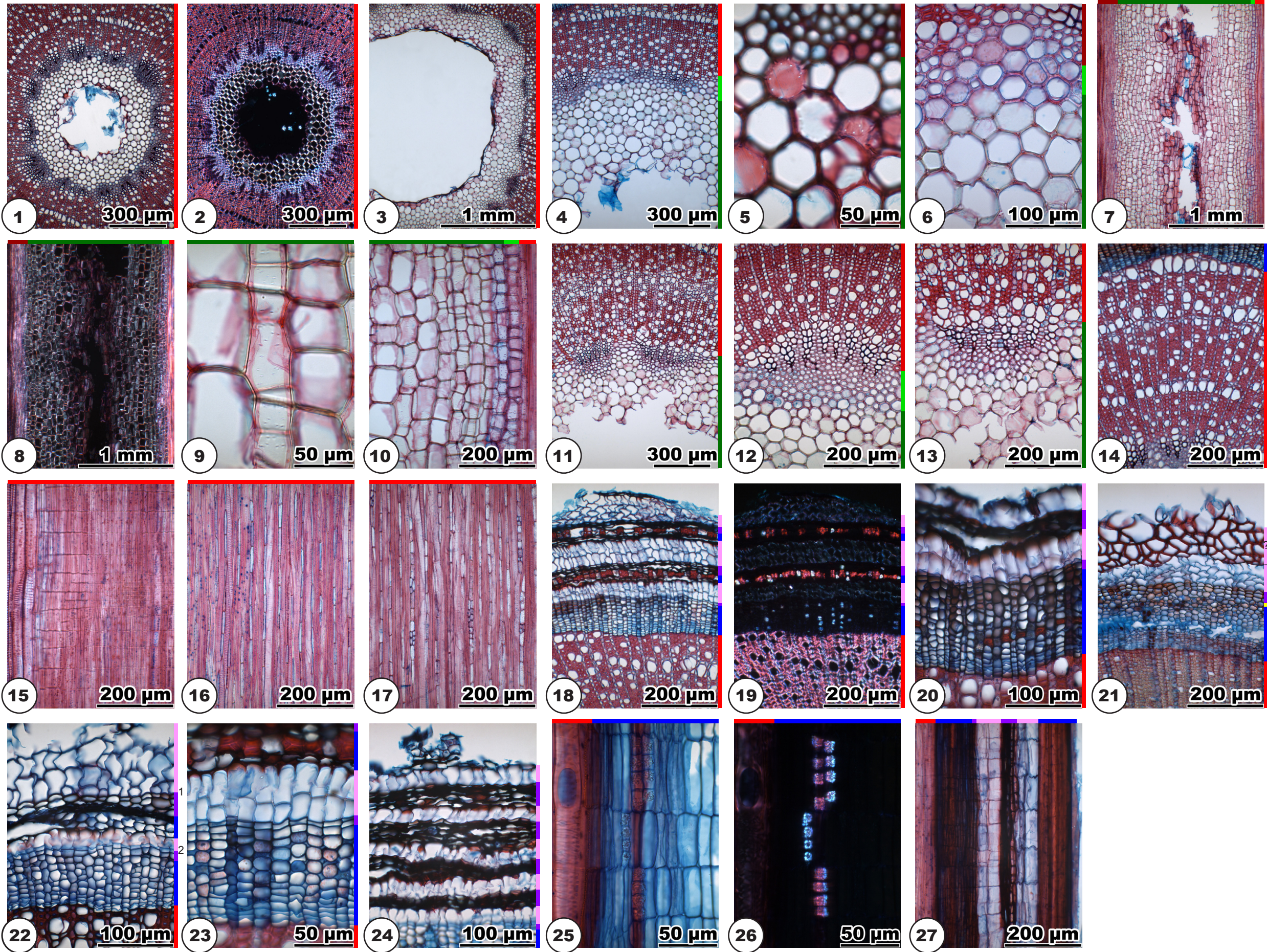
	<i>L. nigra</i>	<i>L. periclymenum</i>	<i>L. xylosteum</i>
principal pith cells in axial dimension	15-40 µm	40-120 µm	40-120 µm
double wall diameter of medullary sheath cells	1-2 µm	4-8 µm	4-6 µm



Lonicera periclymenum L.

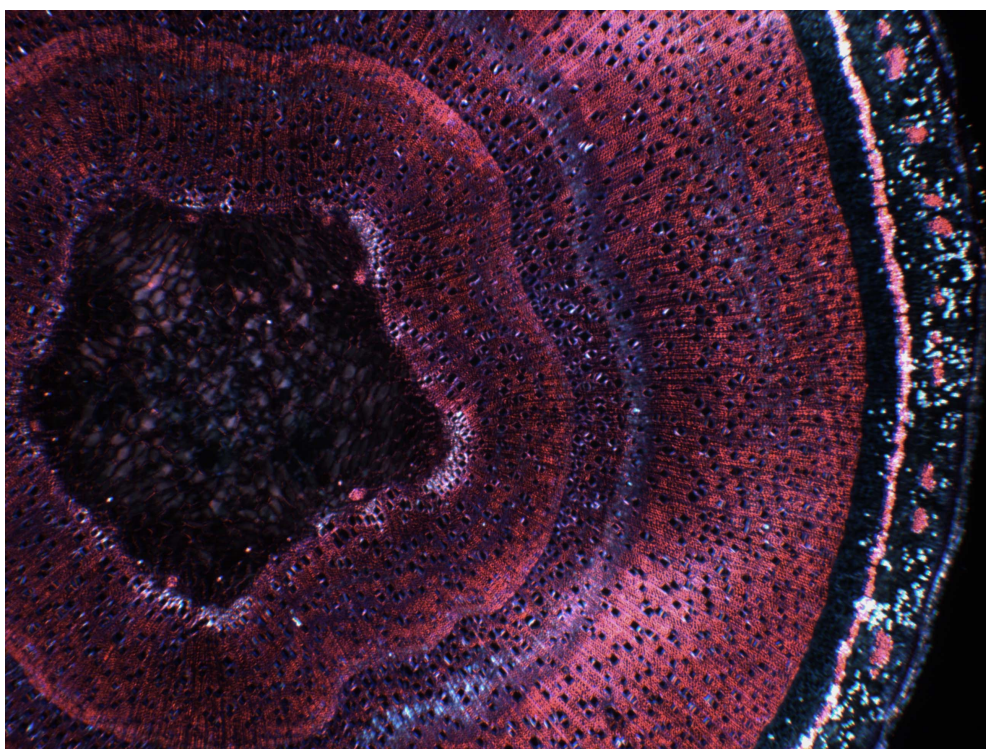
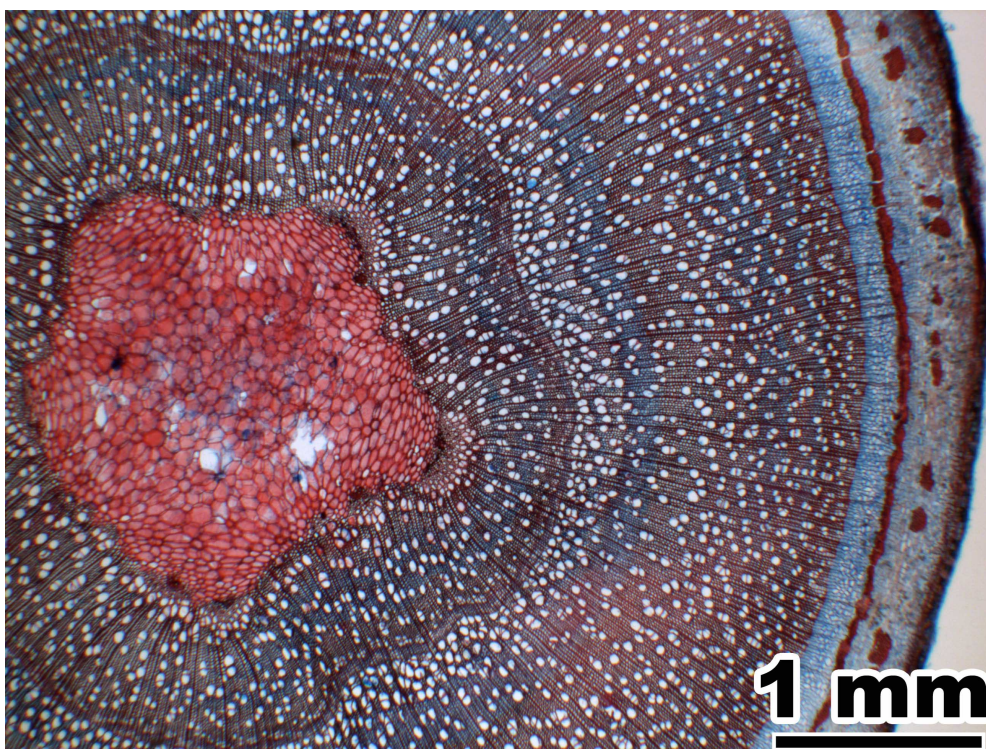
Caprifoliaceae





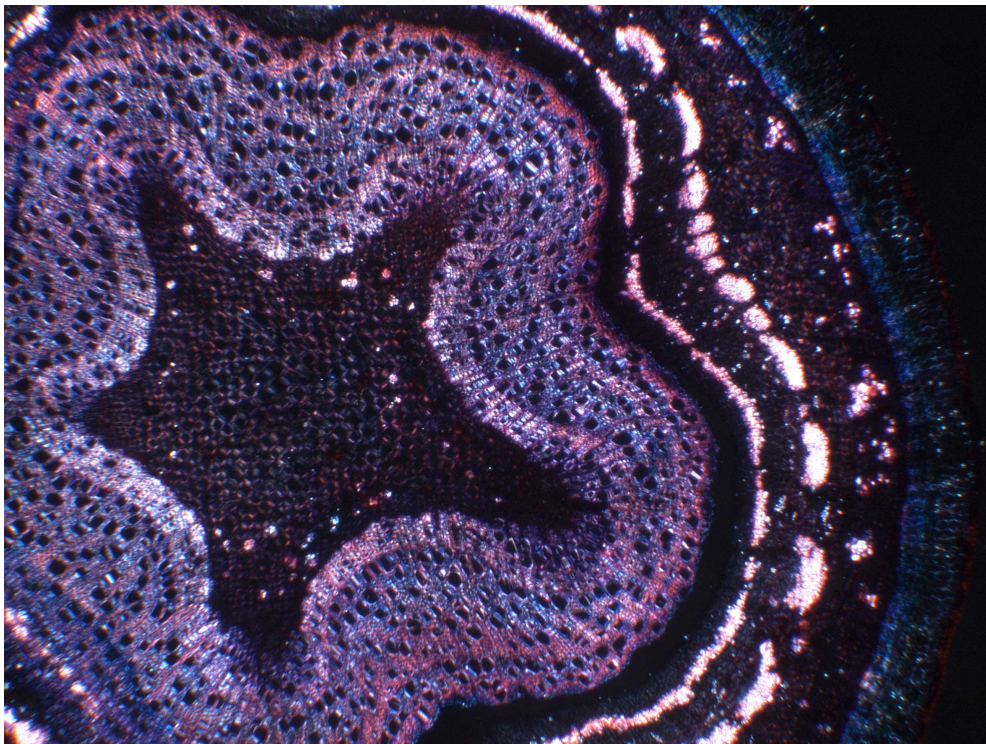
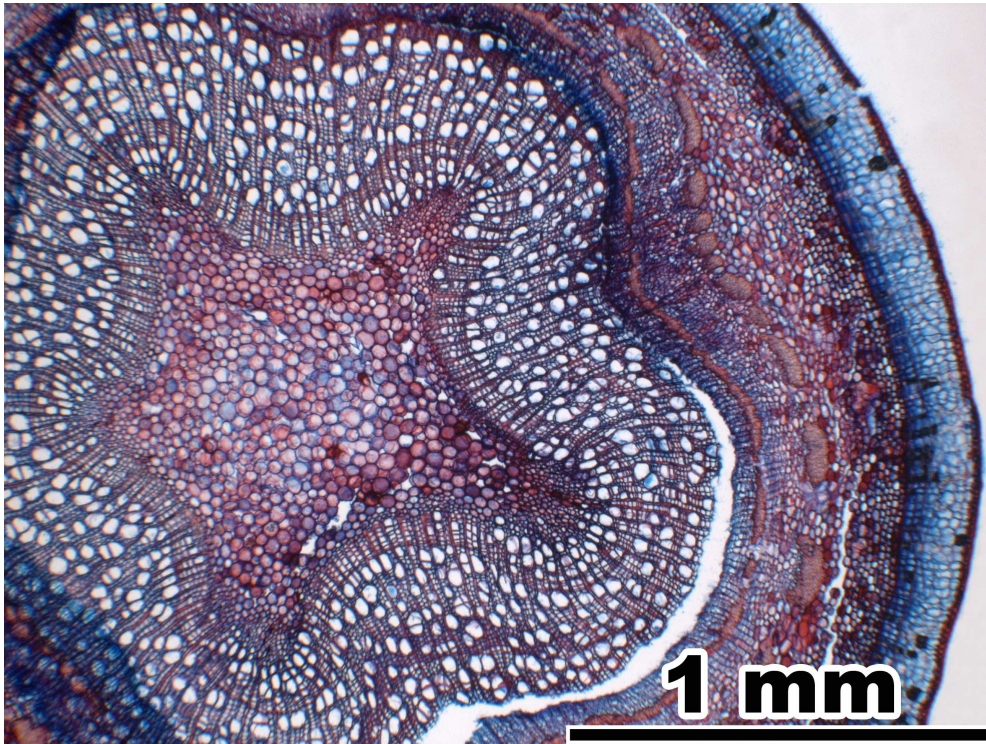
Populus alba L.

(Salicaceae)



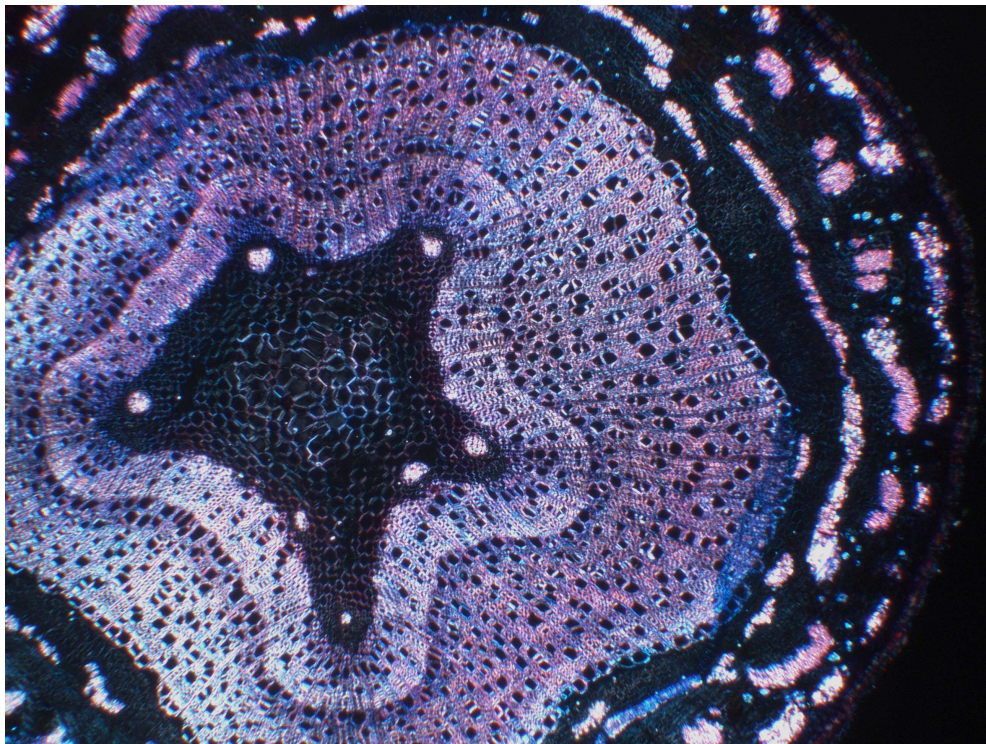
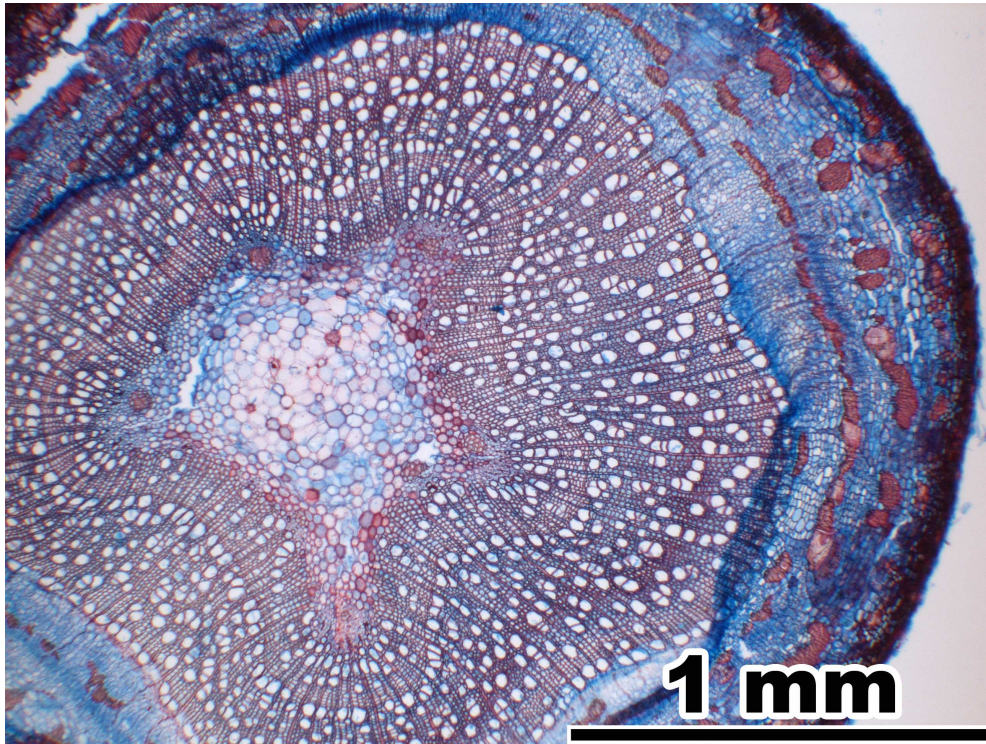
Populus nigra L.

(Salicaceae)



Populus tremula L.

(Salicaceae)



Populus alba L., Populus nigra L., Populus tremula L. (Salicaceae)

Pith

Transverse section (*P. a.* 1-4, *P. n.* 1-6, *P. t.* 1-5)

Pith pentagonal to fivelobate (*P. a.*, *P. n.*, *P. t.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses, in some specimens cells of two different sizes present, rarely specimens with cells with dark contents), with or without medullary sheath cells. **Pith cells** (*P. a.* 3-4, *P. n.* 3-6, *P. t.* 3-4): All cell walls lignified except some cells with druses, rarely all cell walls non lignified. Cells roundish or five- to seven-angled, 30-80 µm in diameter, double wall diameter <1-1.5 µm. If cells with two different sizes are present, then additionally small roundish or angular cells with 10-25 µm diameter occur (*P. n.* 3, 5, *P. t.* 3). Round pits of 1-2 µm diameter (*P. a.* 4, *P. n.* 4, *P. t.* 4). Some cells with druses, with lignified or unlignified cell walls. Rarely specimens with cells with dark contents (*P. n.* 3). Few small intercellulars, no intercellulars in the pith's centre. Some parenchyma cells show a circular arrangement (*P. a.* 3, *P. n.* 3-5, *P. t.* 3). **Medullary sheath cells** (*P. n.* 5-6, *P. t.* 5): Specimens with thick medullary sheath occur as well as specimens with few medullary sheath cells or without medullary sheath. Sheath cell walls not lignified in some specimens (*P. n.* 5, *P. t.* 5), in others lignified (*P. n.* 3, 6). Cells round to oval, 10-50 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm. Round pits of <1-2 µm diameter. Many small intercellulars. Cells with druses may occur. In polarized light, pith and medullary sheath glow faintly, druses appear glowing (*P. a.* 2, *P. n.* 2, *P. t.* 2).

Radial section (*P. a.* 5-10, *P. n.* 7-12, *P. t.* 6-10)

Cells in straight or undulating axial rows (*P. a.* 5-6; 6 = 5 in xpl, *P. n.* 7-8; 8 = 7 in xpl, *P. t.* 6-7; 7 = 6 in xpl). **Pith cells** (*P. a.* 7-8, *P. n.* 9-11, *P. t.* 8-10): All cell walls lignified except some cells with druses, rarely all cell walls non lignified. Cells angular (*P. a.* 7, *P. n.* 9, *P. t.* 8) or with rounded corners (*P. a.* 8, *P. t.* 9), radially elongated, square or axially elongated, 20-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-3 µm. Round to oval pits of 1-3 µm diameter, often arranged in short horizontal rows (*P. a.* 8, *P. n.* 10, *P. t.* 9). Cells with druses solitary or in axial multiples. Some specimens show axial rows of cells with dark contents (*P. n.* 9). Few small intercellulars. **Medullary sheath cells** (*P. a.* 9-10, *P. n.* 12, *P. t.* 10): Cell walls not lignified in some specimens, in others lignified. Cells rectangular, radially elongated, square or axially elongated, 10-30 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-4 µm. Oval pits of 2-5 µm diameter (*P. a.* 10). Many small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*P. a.* and *P. t.* 11-13, *P. n.* 13-14)

Surrounding the pith five large vascular bundles (one in each lobe; *P. n.* 13, arrows), optionally additionally few small vascular bundles. Parenchyma cells oval or with irregular shape, in irregular arrangement, cell walls not lignified. Most vascular bundles show some sclerotized parenchyma cells adjacent to the medullary sheath or pith (*P. a.* and *P. t.* 11-12, arrows). Crushed protoxylem tracheary elements mostly visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of one to two tracheae per row, also solitary metaxylem tracheary elements may occur in the parenchyma tissue.

Secondary xylem

Transverse section (*P. a.* 14-16, *P. n.* 15-17, *P. t.* 14)

First tree ring diffuse-porous, vessels may be smaller and less numerous. Groups of sclereids or wood fibres with thickened cell walls may occur at the basis of the first tree ring

(*P. a.* 15-16; 16 = 15 in xpl, *P. n.* 16-17; 17 = 16 in xpl: thick cell walls glow in polarized light, *P. t.* 5). Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (*P. a.* 17-18, *P. n.* 18-19, *P. t.* 15-16)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate and four to 20 cells high. All ray cells procumbent, or radial rows of procumbent and of square to axially elongated cells intermixed.

Bark

Transverse section (*P. a.* 19-26, *P. n.* 20-26, *P. t.* 17-22)

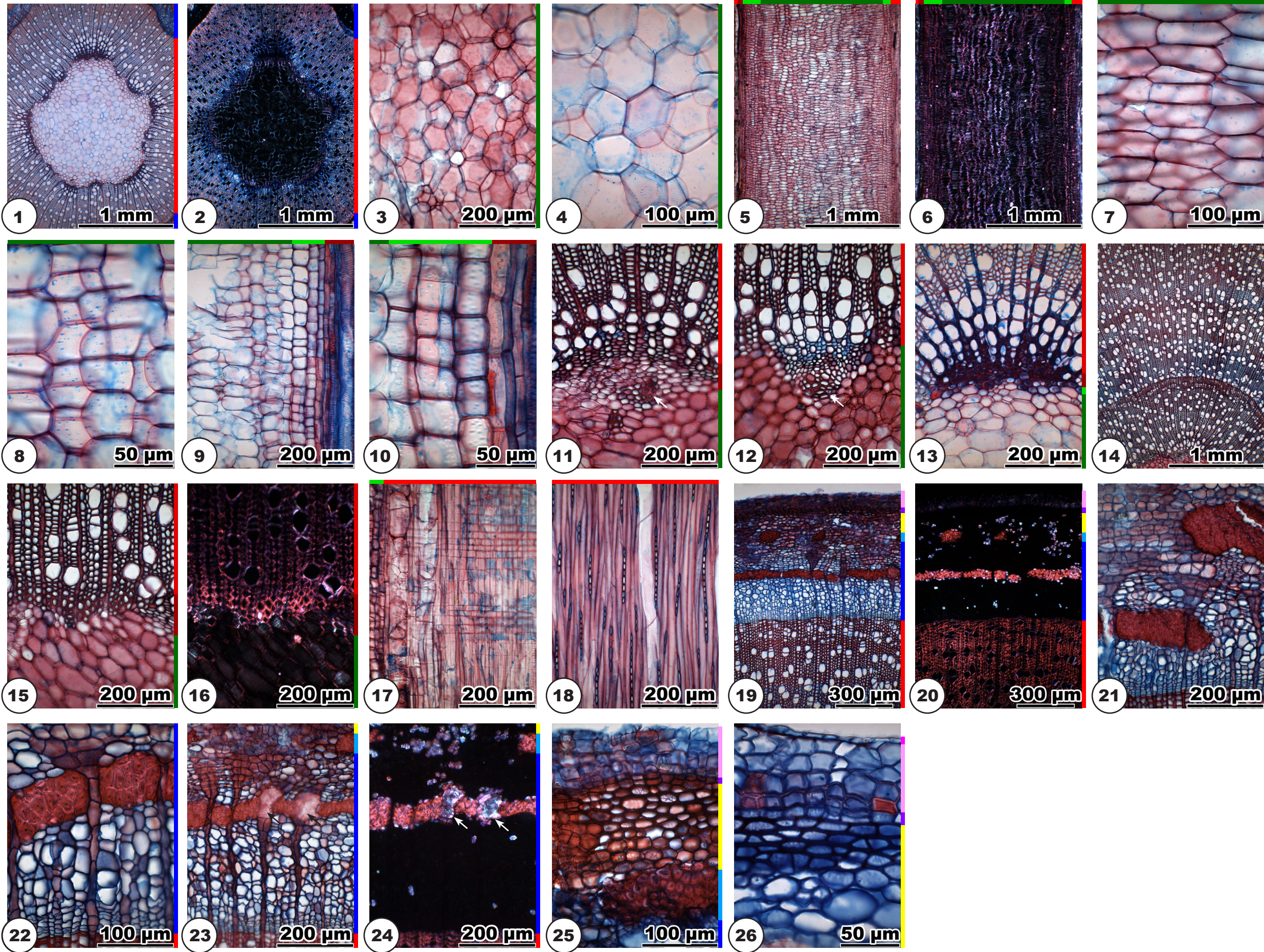
Bark general view: *P. a.* 19-20; 20 = 19 in xpl, *P. n.* 20-21; 21 = 20 in xpl, *P. t.* 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (*P. a.* 21-24; 24 = 23 in xpl, *P. n.* 22-24, *P. t.* 19-20) consists of sieve tube elements, parenchyma cells and fibre-sclereids, optionally sclereids occur. Sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Fibre-sclereids in patches and tangential bands, fibre-sclereids often bordered by crystal cells, bands only interrupted by some rays (*P. a.* 22, *P. n.* 22). Phloem ray cells in fibre-sclereid bands may develop into sclereids (*P. a.* 23-24, arrows). Some parenchyma and ray cells with druses or polyhedral crystals. Collapsed sieve tube elements present. Ray dilatation by cell extension and cell augmentation (*P. a.* 19, 21-23, *P. n.* 22, *P. t.* 20). Primary phloem appears as large patches of fibre-sclereids (*P. a.* 21, *P. n.* 24, *P. t.* 20). **Cortex** (*P. a.* 25, *P. n.* 25, *P. t.* 21): smooth transition between inner and outer cells. Inner cells 30-70 µm in diameter, oval, some druses, with large intercellulars. Outer cells thicker-walled, 10-30 µm in diameter, roundish or rectangular, no intercellulars. Large groups of sclereids occur (*P. n.* 25, *P. t.* 21), and also cells with druses or polyhedral crystals. **Periderm** (*P. a.* 25-26, *P. n.* 26, *P. t.* 21-22): phelloderm not present or consisting of one or two cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of square thin-walled cork cells. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** (*P. a.* 26, *P. n.* 26, *P. t.* 22) with thick (*P. nigra*) or thin (*P. alba*, *P. tremula*) cuticula.

Radial section (*P. n.* 27-28, *P. t.* 23-24)

Phloem with axial multiples of cells with druses. Fibre-sclereid bands often bordered by cells with polyhedral crystals (*P. n.* 27-28; 28 = 27 in xpl, *P. t.* 23-24; 24 = 23 in xpl: two bands on the left). **Cortex** with cells with druses (*P. n.* 28: druses glow in polarized light).

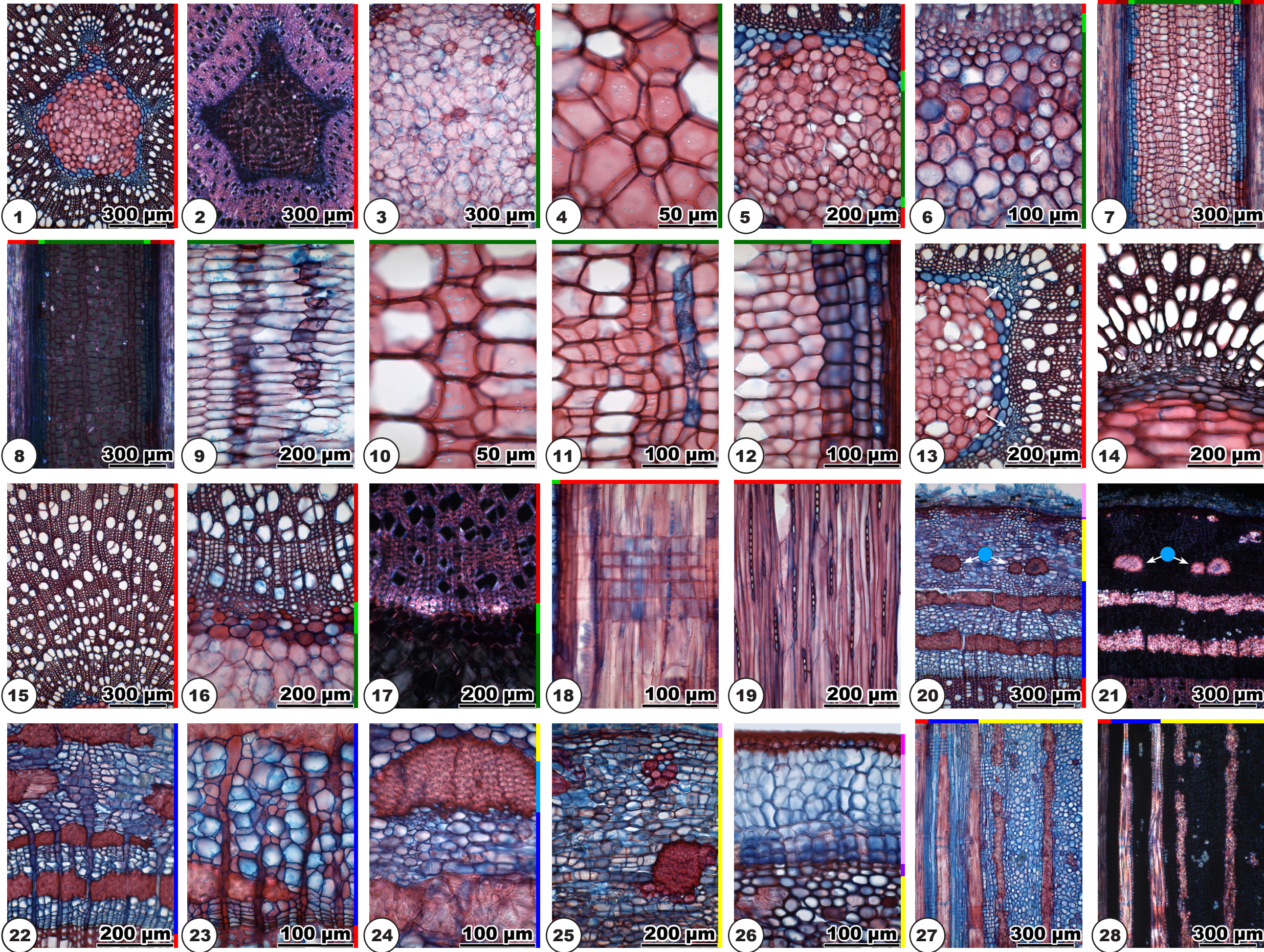
Populus alba L.

Salicaceae



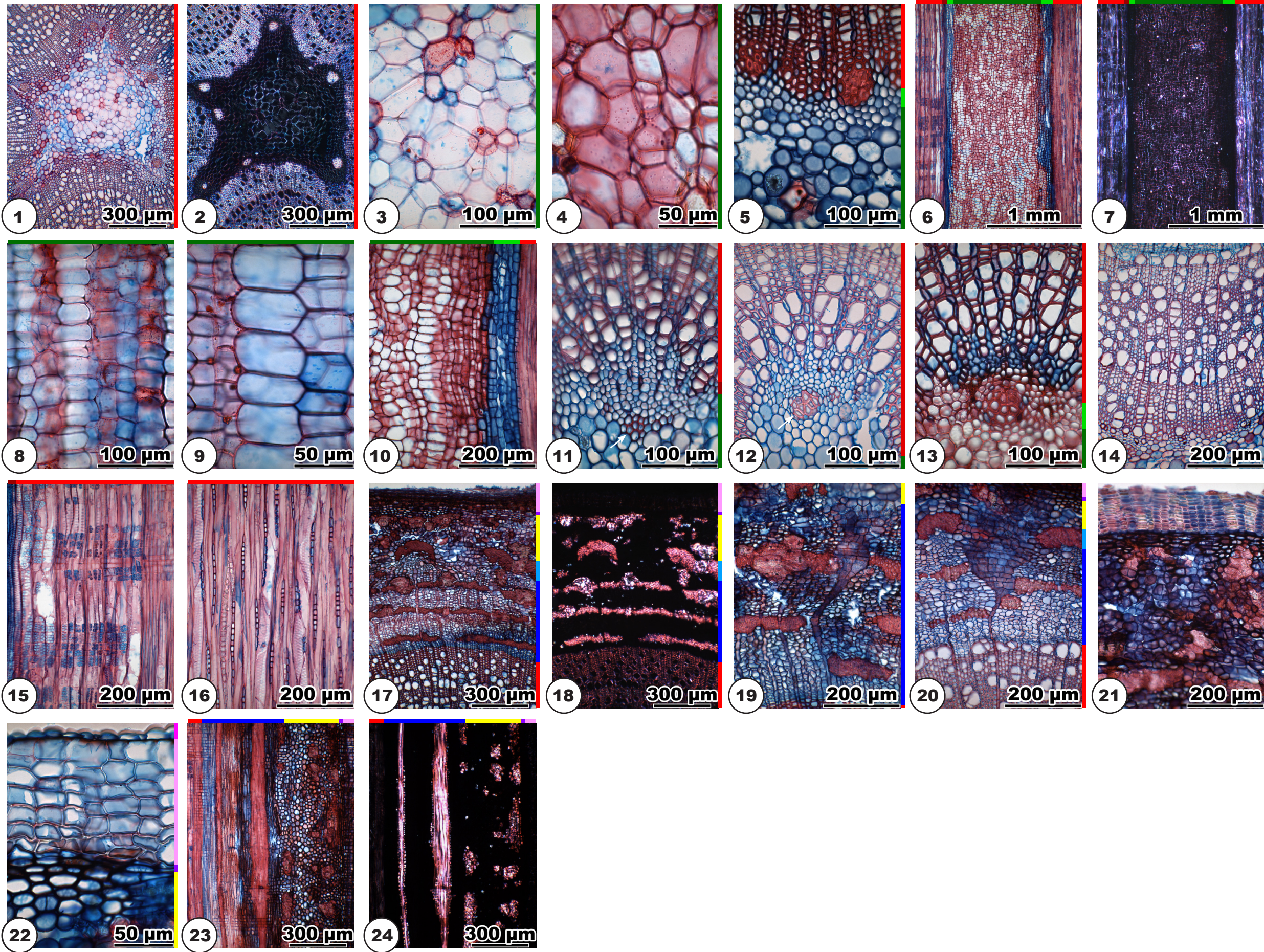
Populus nigra L.

Salicaceae



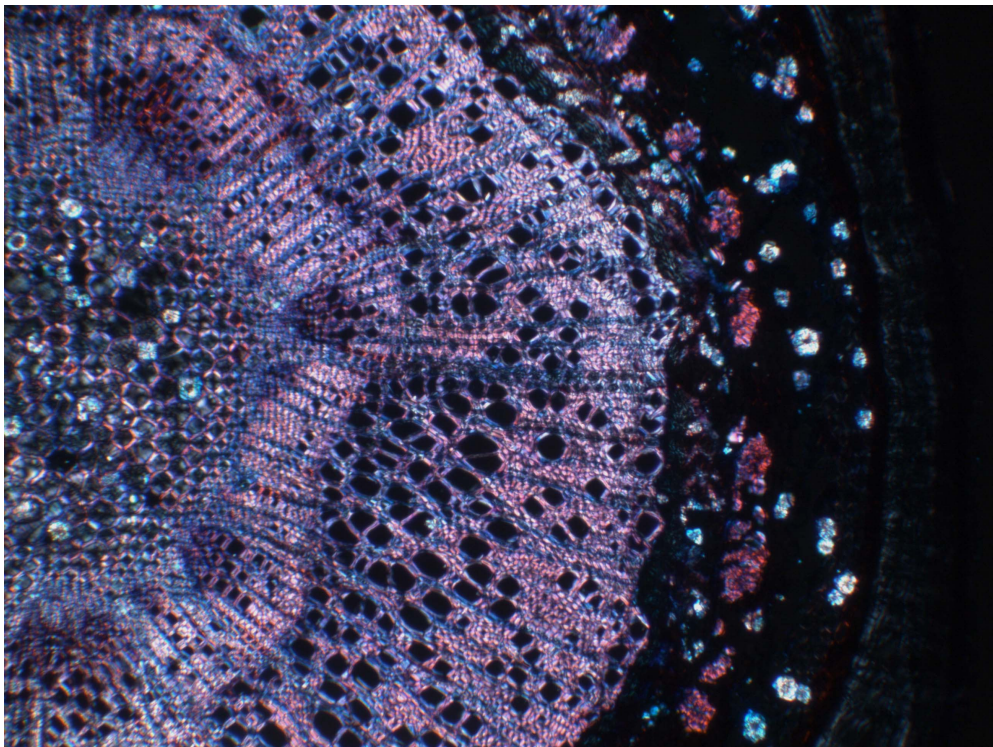
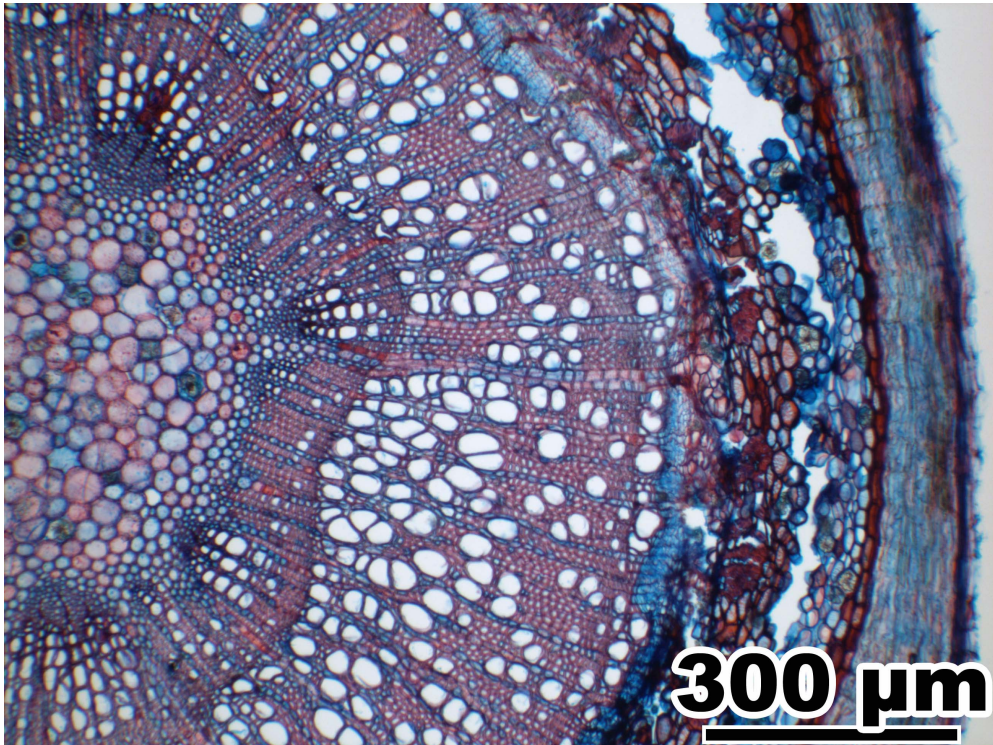
Populus tremula L.

Salicaceae



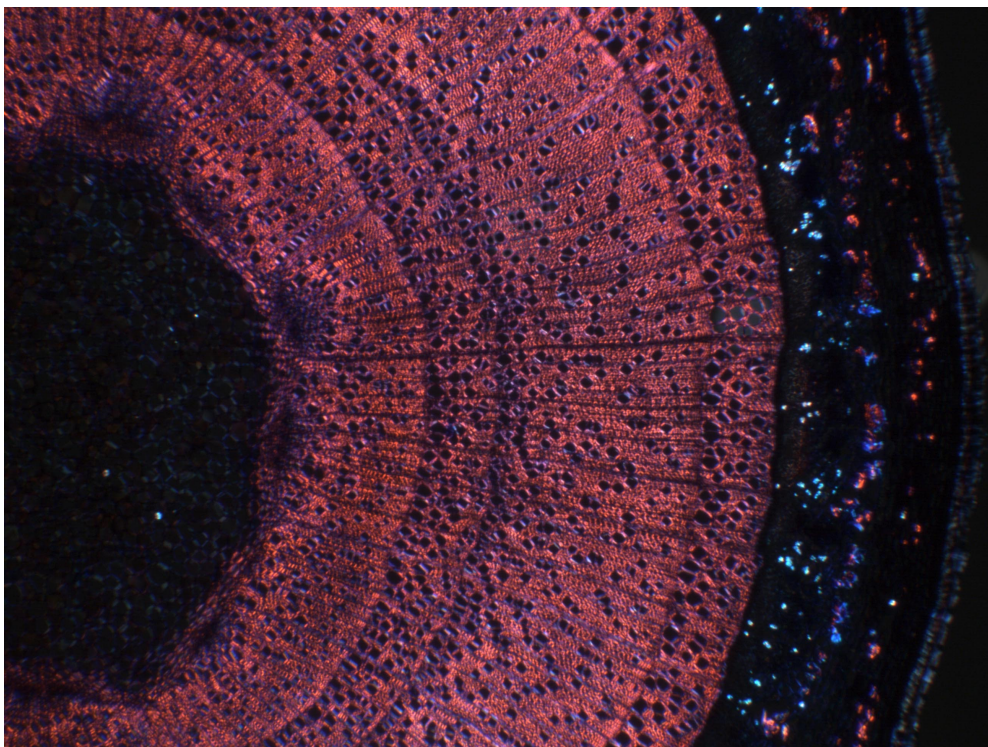
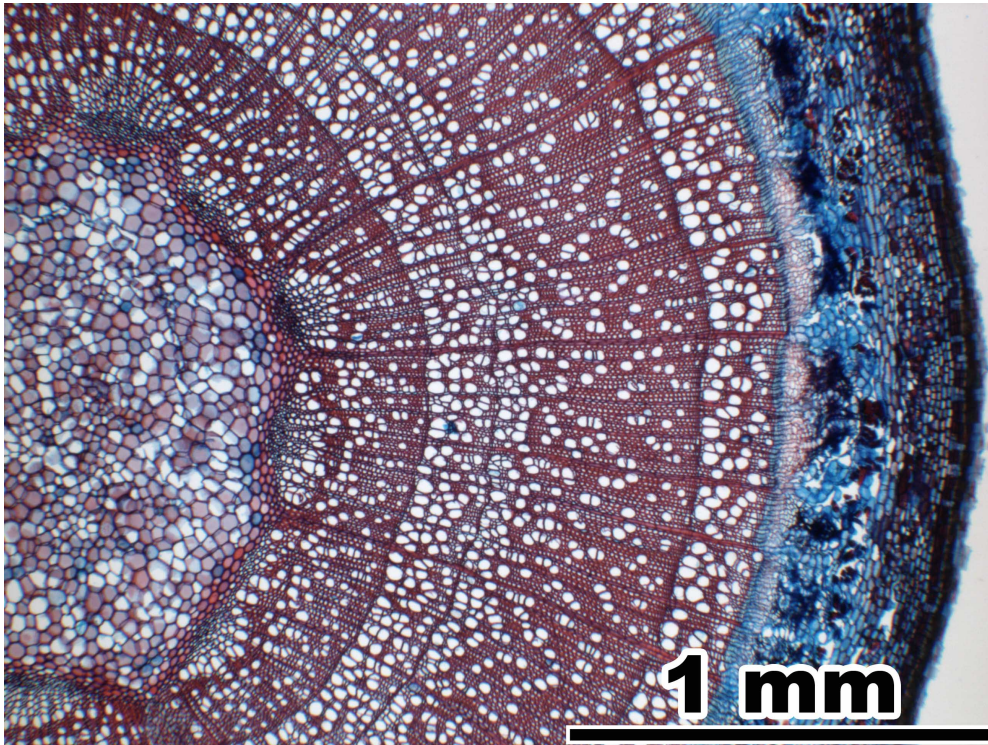
Prunus mahaleb L.

(Rosaceae)



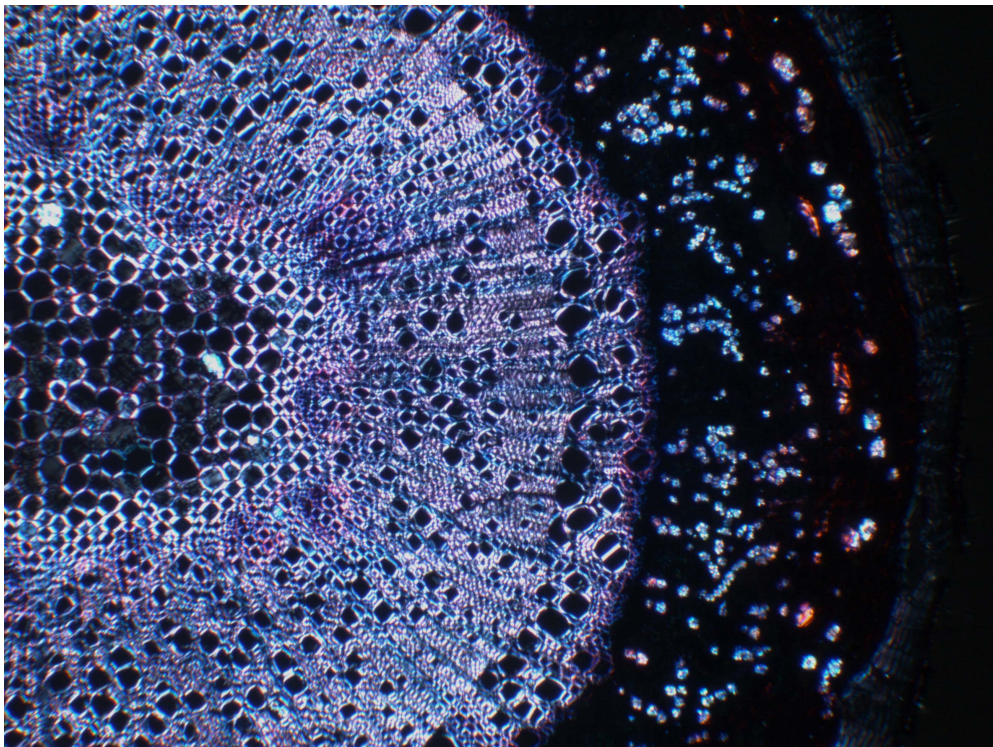
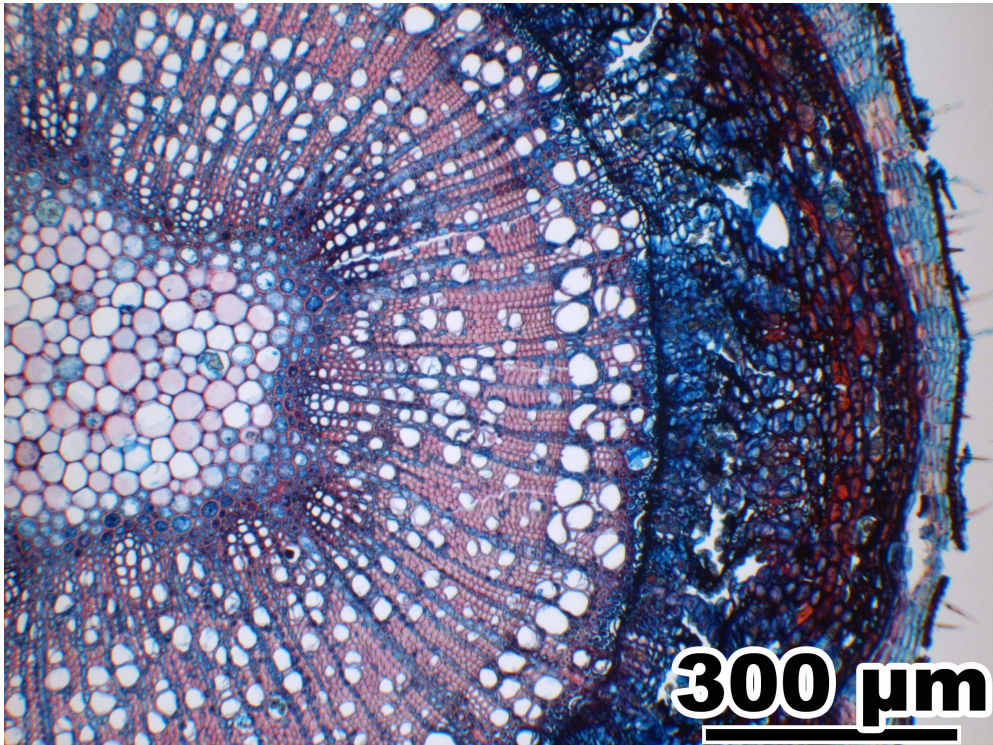
Prunus padus L.

(Rosaceae)



***Prunus spinosa* L.**

(Rosaceae)



Prunus mahaleb L., Prunus padus L., Prunus spinosa L. (Rosaceae)

Pith

Transverse section (*P. m.* and *P. p.* 1-4, *P. s.* 1-5)

Shape roundish, with wavy outline (*P. m.*, *P. p.*, *P. s.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses, some specimens with thin- and thick-walled cells) or homocellular, with medullary sheath. All cell walls lignified except some cells with druses, in one- or two-year-old specimens pith cell walls may not yet be lignified. **Pith cells** (*P. m.* 3-4, *P. p.* 3-4, *P. s.* 3-5) five- to seven-angled or roundish, 15-80 µm in diameter, double wall diameter <1-1 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter (pits hardly visible in *P. mahaleb*) (*P. p.* 3, *P. s.* 3). Rarely specimens with few thicker-walled cells intermixed (*P. mahaleb*, *P. spinosa*) (*P. s.* 4). Most specimens with druses (*P. m.* 3, *P. s.* 4). Few small intercellulars, no intercellulars in the pith's centre. Some parenchyma cells show a circular arrangement (*P. padus*, *P. spinosa*) (*P. s.* 5). **Medullary sheath cells** (*P. m.* 4, *P. p.* 4, *P. s.* 5) round or oval, 15-40 µm in diameter, double wall diameter 2.5-4.5 µm (*P. mahaleb*, *P. padus*) or 3-8 µm (*P. spinosa*). Round pits of 1-2 µm diameter. Many small intercellulars. In polarized light pith cells appear dark (*P. padus*) or light (*P. mahaleb*, *P. spinosa*) with lighter medullary sheath and glowing druses (*P. m.* 2, *P. p.* 2, *P. s.* 2).

Radial section (*P. m.* 5-9, *P. p.* 5-8, *P. s.* 6-9)

Cells in straight or slightly undulating axial rows (*P. m.* and *P. p.* 5-6; 6 = 5 in xpl, *P. s.* 6-7; 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified except some cells with druses, in one- or two-year-old specimens pith cell walls may not yet be lignified. **Pith cells** (*P. m.* 7-8, *P. p.* 7-8, *P. s.* 8-9) angular, square or axially or radially elongated, 20-80 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Round or oval pits of 2-5 µm diameter (*P. m.* 7, *P. p.* 7, *P. s.* 8). Rarely specimens with few solitary thicker-walled cells intermixed (*P. mahaleb*, *P. spinosa*) (*P. m.* 8, arrows). Druses solitary or in axial multiples (*P. m.* 7, 8, *P. p.* 7, *P. s.* 9). No intercellulars. **Medullary sheath cells** (*P. m.* 9, *P. p.* 8, *P. s.* 9) rectangular, square or axially or radially elongated, 15-40 µm (*P. mahaleb*, *P. padus*) or 20-80 µm (*P. spinosa*) in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2.5-4.5 µm (*P. mahaleb*, *P. padus*) or 3-8 µm (*P. spinosa*). Round or oval pits of 1-2 µm diameter. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*P. m.* 10-11, *P. p.* 9-11, *P. s.* 10-13)

Surrounding the pith 8-17 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of three to four tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (*P. m.* and *P. p.* 12, *P. s.* 14-15)

First tree ring diffuse-porous, vessels may be smaller than in the later tree rings. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows. In some specimens the first wood fibres of the secondary xylem show thickened cell walls (*P. p.* 12, *P. s.* 15).

Radial and tangential section (*P. m.* and *P. p.* 13-14, *P. s.* 16-17)

Rays at the end of the first tree ring either uniseriate and five to twenty cells high, or two to three cells wide and up to 100 cells high. Uniseriate rays composed of upright cells. High rays with procumbent body ray cells and one to several rows of upright marginal cells. High rays with several multiseriate portions.

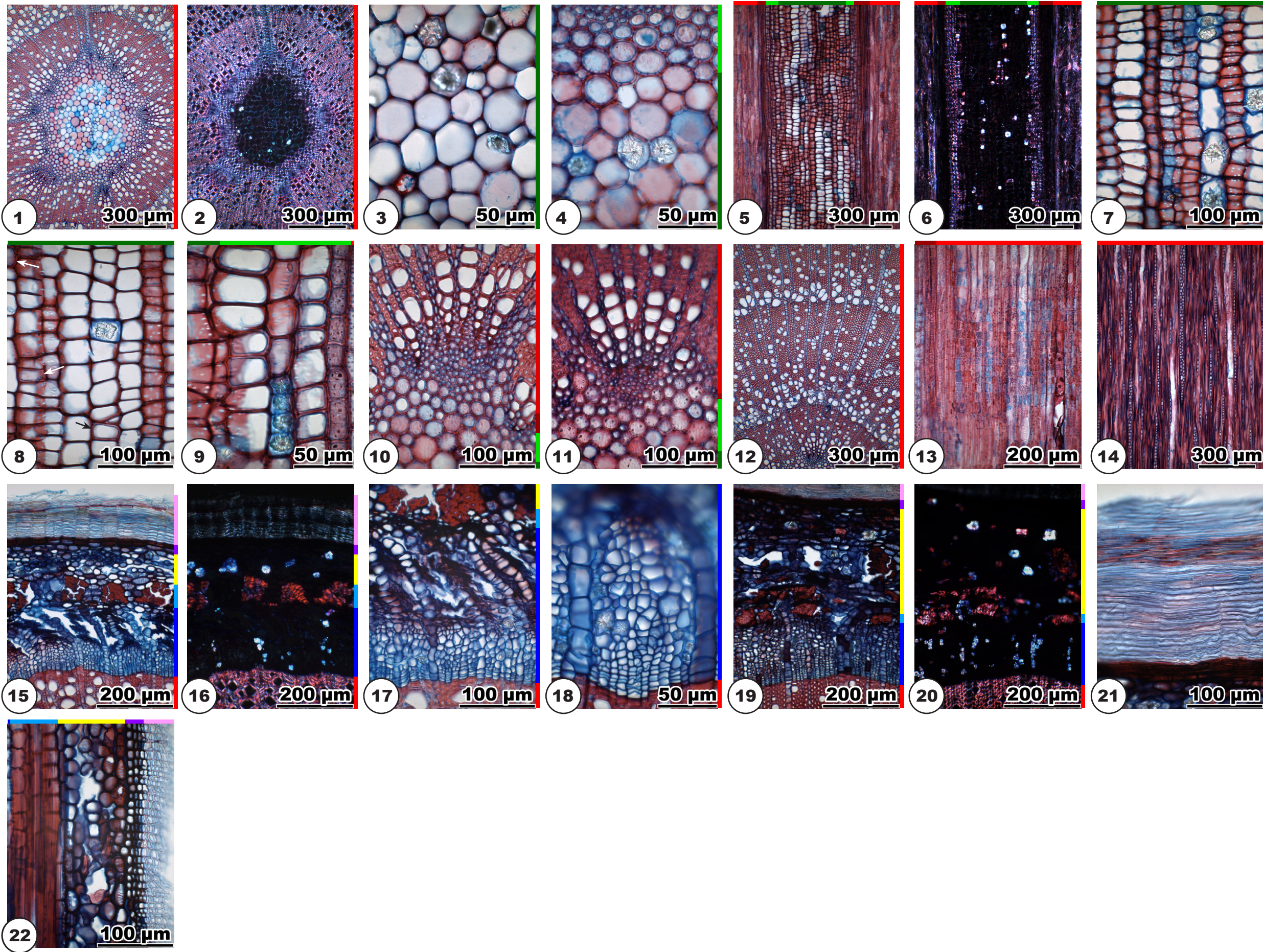
Bark

Transverse section (*P. m.* 15-21, *P. p.* 15-22, *P. s.* 18-25)

Bark general view: *P. m.* and *P. p.* 15-16; 16 = 15 in xpl, *P. s.* 18-19; 19 = 18 in xpl. **Phloem** (*P. m.* 17-20; 20 = 19 in xpl, *P. p.* 17, *P. s.* 20-23; 23 = 22 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement, some specimens additionally with fibre-sclereids (*P. p.* 17). Some parenchyma cells with druses in the nonconducting phloem, often arranged in radial rows accompanying the rays (*P. m.* 18-20, *P. s.* 22-23: druses glow in polarized light). Collapsed sieve tube elements present. The nonconducting phloem tissue splits radially (*P. m.* 15, 17, *P. p.* 15, *P. s.* 18, 20). Ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (*P. m.* 15, 19, *P. p.* 15, *P. s.* 18, 20, 22). **Cortex** (*P. m.* 15, 19, *P. p.* 18-21; 20 = 19 in xpl, *P. s.* 22-24; 23 = 22 in xpl) with oval cells, 20-50 µm in diameter. Most specimens with cells with druses or large polyhedral crystals (*P. m.* 19-20, *P. s.* 22-23: druses glow in polarized light). Solitary fibre-sclereids, groups of sclereids and fibre-sclereids may occur (*P. p.* 19-20, 20: fibre-sclereids/sclereids glow in polarized light, *P. s.* 24). Many large intercellulars in the tissue to the inside, few intercellulars in the tissue to the outside (*P. m.* 19, *P. s.* 24). **Periderm** (*P. m.* 21, *P. p.* 21-22, *P. s.* 24-25): phelloderm consists of one or two (*P. spinosa*) or one to six (*P. mahaleb*, *P. padus*) cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of flat thin-walled cork cells, optionally with a tangential band of strongly flattened cells (*P. p.* 21). The initial periderm is built between cortex and epidermis (*P. s.* 25). **Epidermis** cells (*P. s.* 25) thin-walled, often filled with dark contents, with some hairs (*P. spinosa*) or epidermis not preserved already in one-year-old twigs (*P. mahaleb*, *P. padus*).

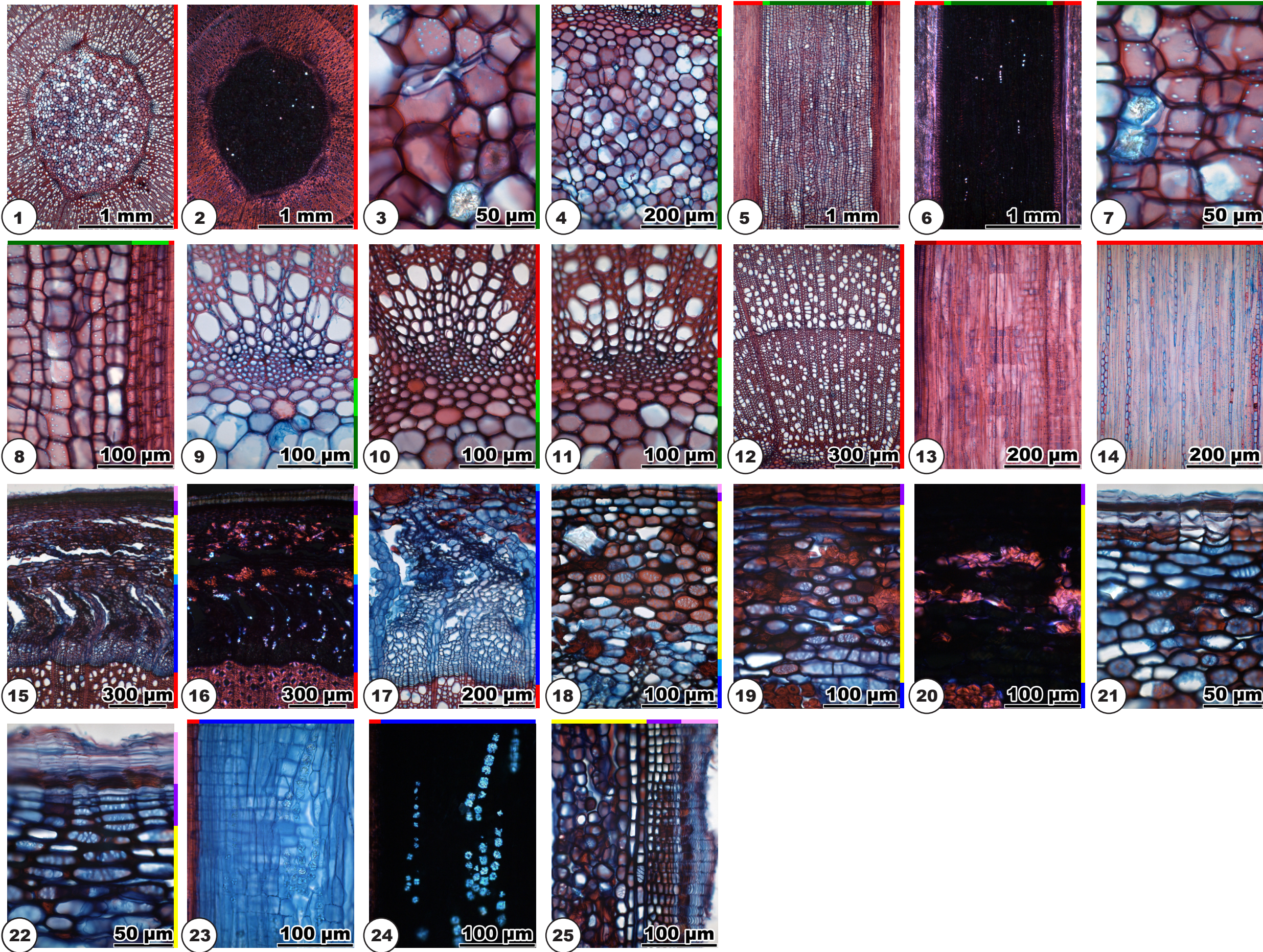
Radial section (*P. m.* 22, *P. p.* 23-25, *P. s.* 26-28)

Phloem (*P. p.* 23-24; 24 = 23 in xpl, *P. s.* 26-27; 27 = 26 in xpl): axial multiples of cells with druses near rays. **Periderm** (*P. m.* 22, *P. p.* 25, *P. s.* 28): phellem with square cork cells.



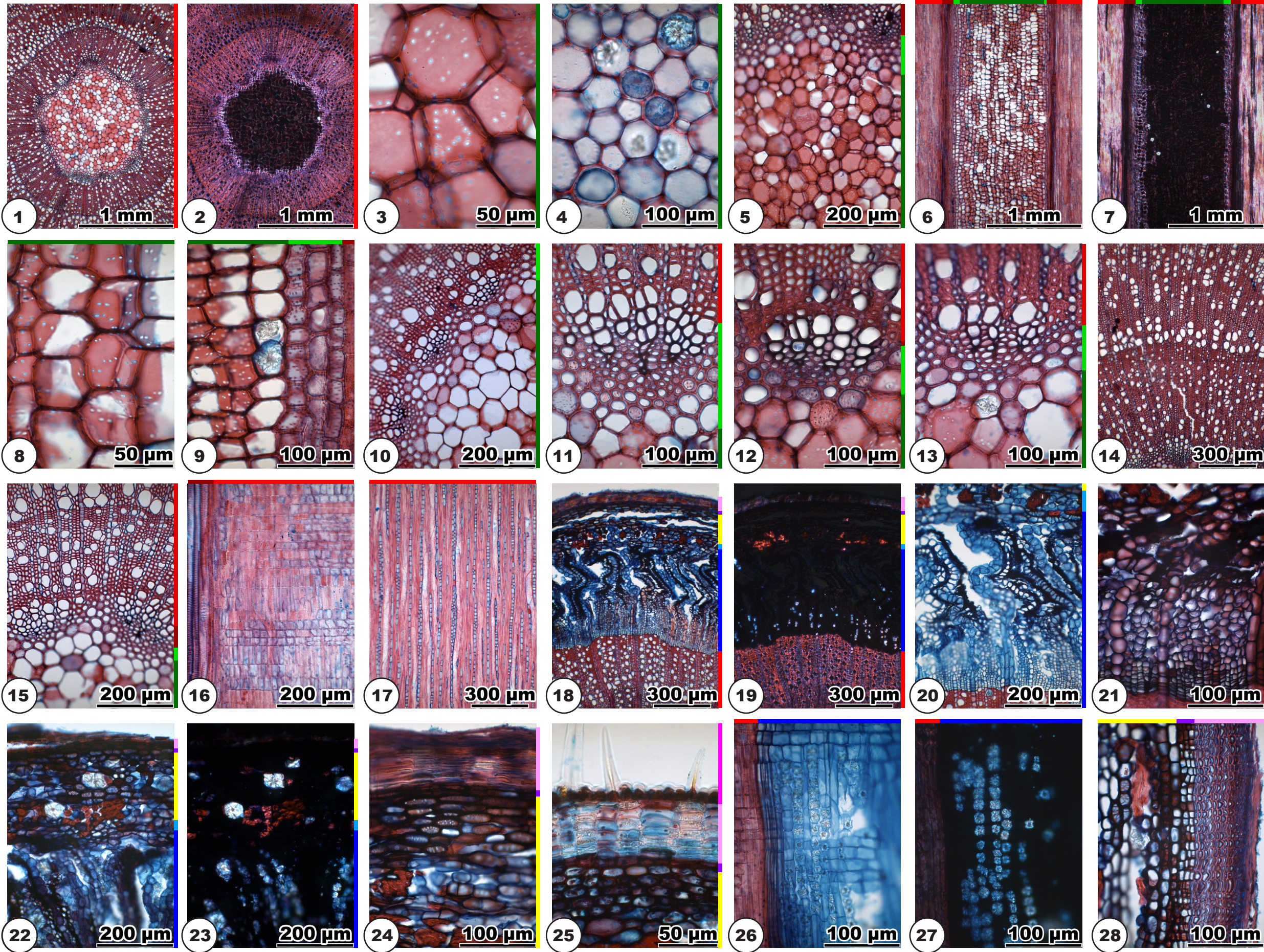
Prunus padus L.

Rosaceae



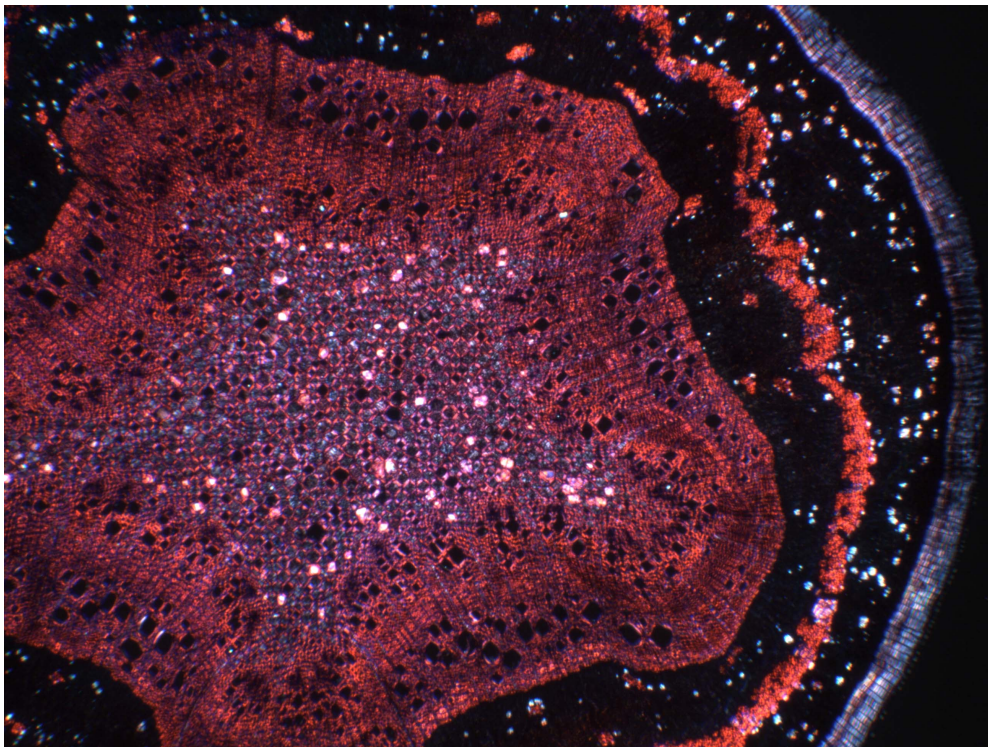
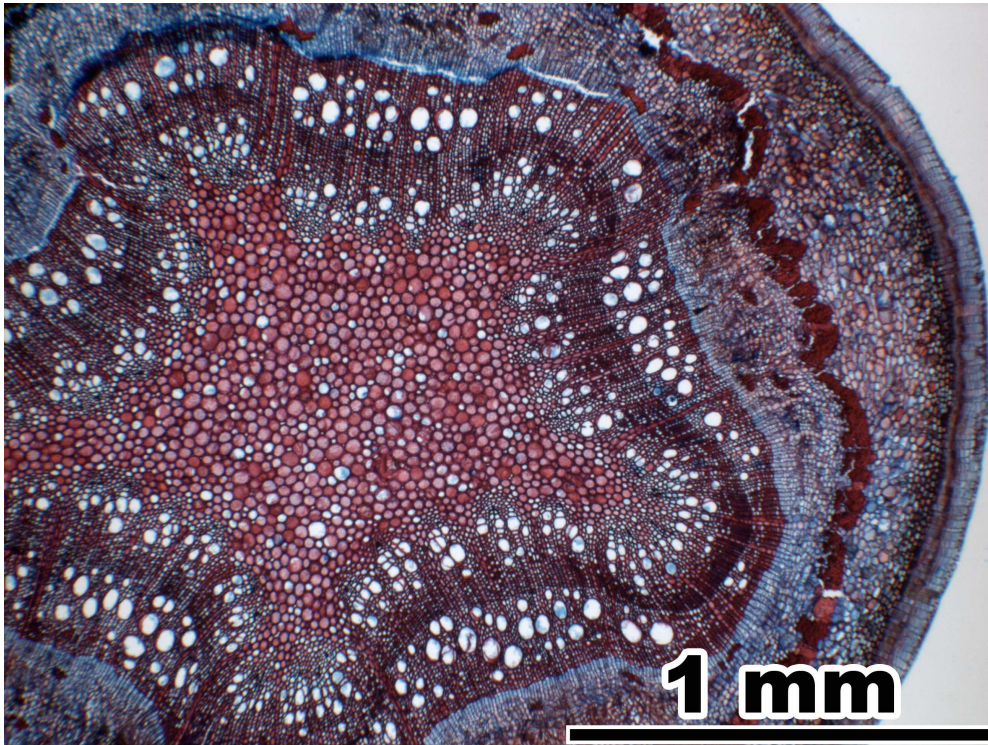
Prunus spinosa L.

Rosaceae



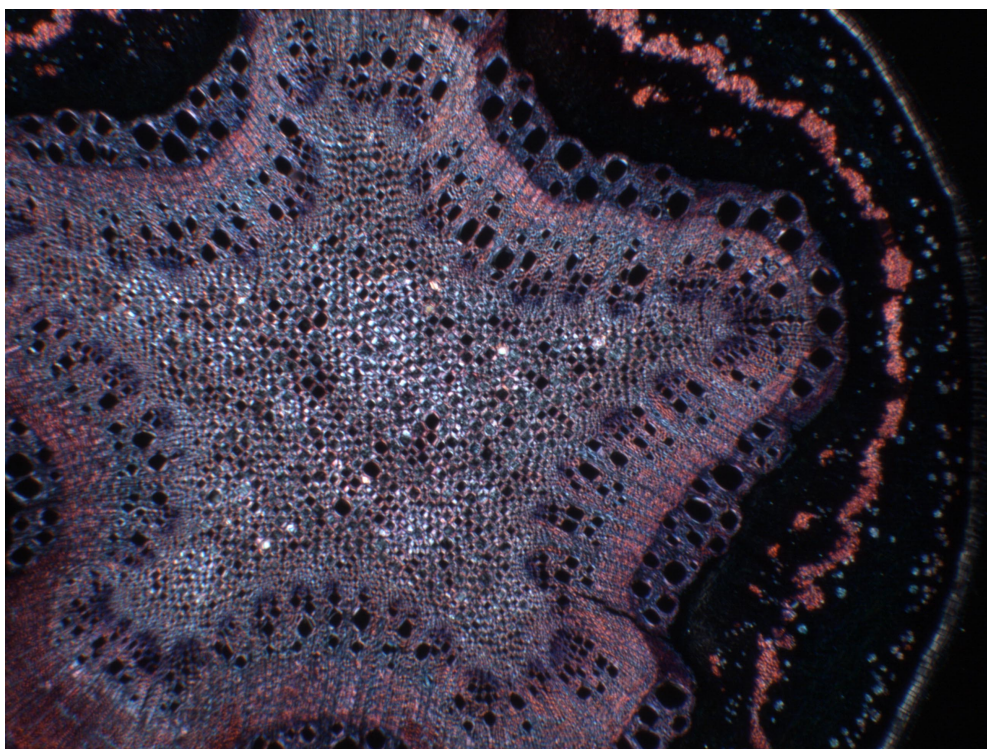
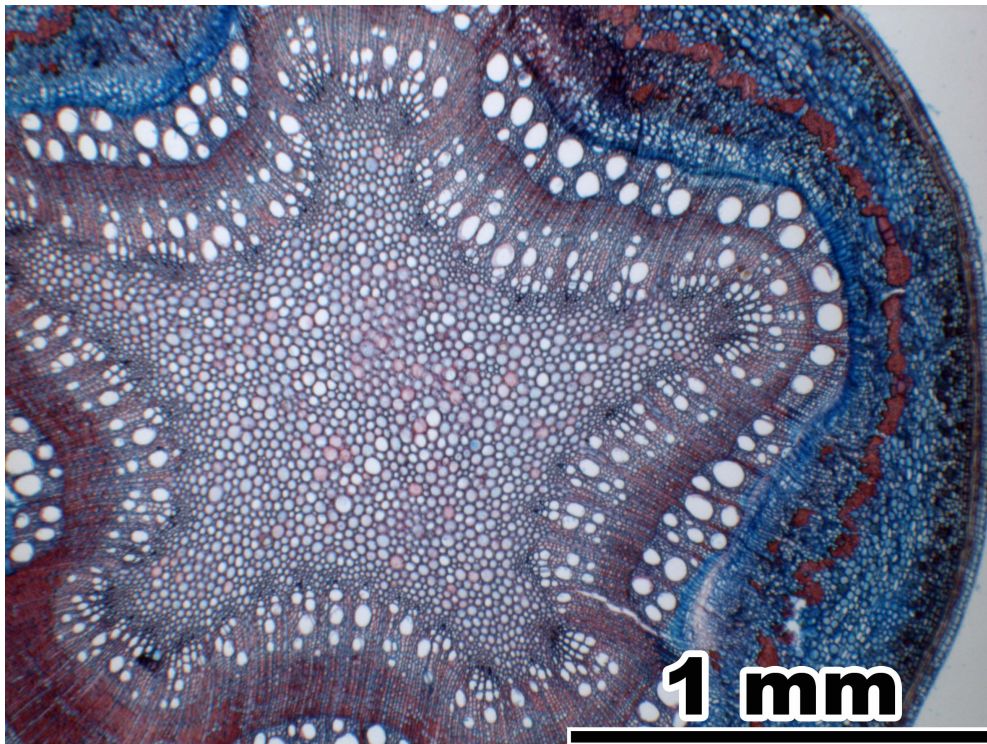
Quercus petraea LIEBL.

(Fagaceae)



Quercus robur L.

(Fagaceae)



Quercus petraea LIEBL., **Quercus robur** L. (Fagaceae)

Pith

Transverse section (Q. p. 1-6, Q. r. 1-6)

Shape five-lobate, with wavy outline (Q. p. and Q. r. 1-3; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with crystals). All cell walls lignified. Cells (Q. p. 4-6; 5 = 4 in xpl, Q. r. 4-6) roundish, 15-60 µm in diameter, double wall diameter 3-6 µm. Round or oval pits of 1-2 µm diameter (Q. p. 6, Q. r. 5). Some cells with druses or polyhedral crystals (twins) (Q. p. 4-5; 5 = 4 in xpl, crystals glow in polarized light, Q. r. 6). Many small and some medium-sized intercellulars. The pith appears light in polarized light (Q. p. 2, Q. r. 2).

Radial section (Q. p. 7-9, Q. r. 7-11)

Cells in undulating axial rows (Q. p. and Q. r. 7-8; 8 = 7 in xpl). All cell walls lignified. Cells (Q. p. 9, Q. r. 9-11) rectangular, axially elongated, square or radially elongated, 15-80 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-6 µm. Round to oval pits of 2-4 µm diameter (Q. p. 9, Q. r. 10). Few cells with druses or polyhedral crystals (twins) (Q. r. 11). Few large axially oriented intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (Q. p. 10-13, Q. r. 12-15)

Primary xylem tissue distributed in a hollow cylinder around the pith only interrupted by rays (Q. p. 10, Q. r. 12-13). Parenchyma cells round, oval or angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial serialation of two to three tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (Q. p. 14, Q. r. 16)

First tree ring ring-porous like the later tree rings, vessels may be smaller and less numerous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows. Aggregate rays may occur.

Radial and tangential section (Q. p. 15-16, Q. r. 17-18)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate and up to 15 cells high, in aggregate rays up to 50 cells high. In aggregate rays rarely biseriate rays occur. All ray cells procumbent, or radial rows of procumbent and of square to axially elongated cells intermixed.

Bark

Transverse section (Q. p. 17-24, Q. r. 19-25)

Bark general view: Q. p. 17-18; 18 = 17 in xpl, Q. r. 19-20; 20 = 19 in xpl. **Phloem** (Q. p. 19-21; 20 = 19 in xpl, Q. r. 21-22) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement, with tangential bands of fibre-sclereids. Collapsed sieve tube elements present. In the nonconducting phloem occur parenchyma cells with druses. Ray dilatation usually by cell extension, rarely by cell augmentation (Q. p. 21). Primary phloem appears as a straight or wavy band of sclereids and fibre-sclereids (Q. p. 17, 22, Q. r. 19). **Cortex** (Q. p. 22-23, Q. r. 23): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells (Q. p. 23, Q. r. 23) thin-walled, 15-40 µm in diameter, oval or irregularly shaped, large druses, with some small and medium-sized intercellulars. Outer cells (Q. p. 23, Q. r. 23) thicker-walled, 10-20 µm in diameter, oval or angular, no intercellulars. **Periderm** (Q. p. 22,

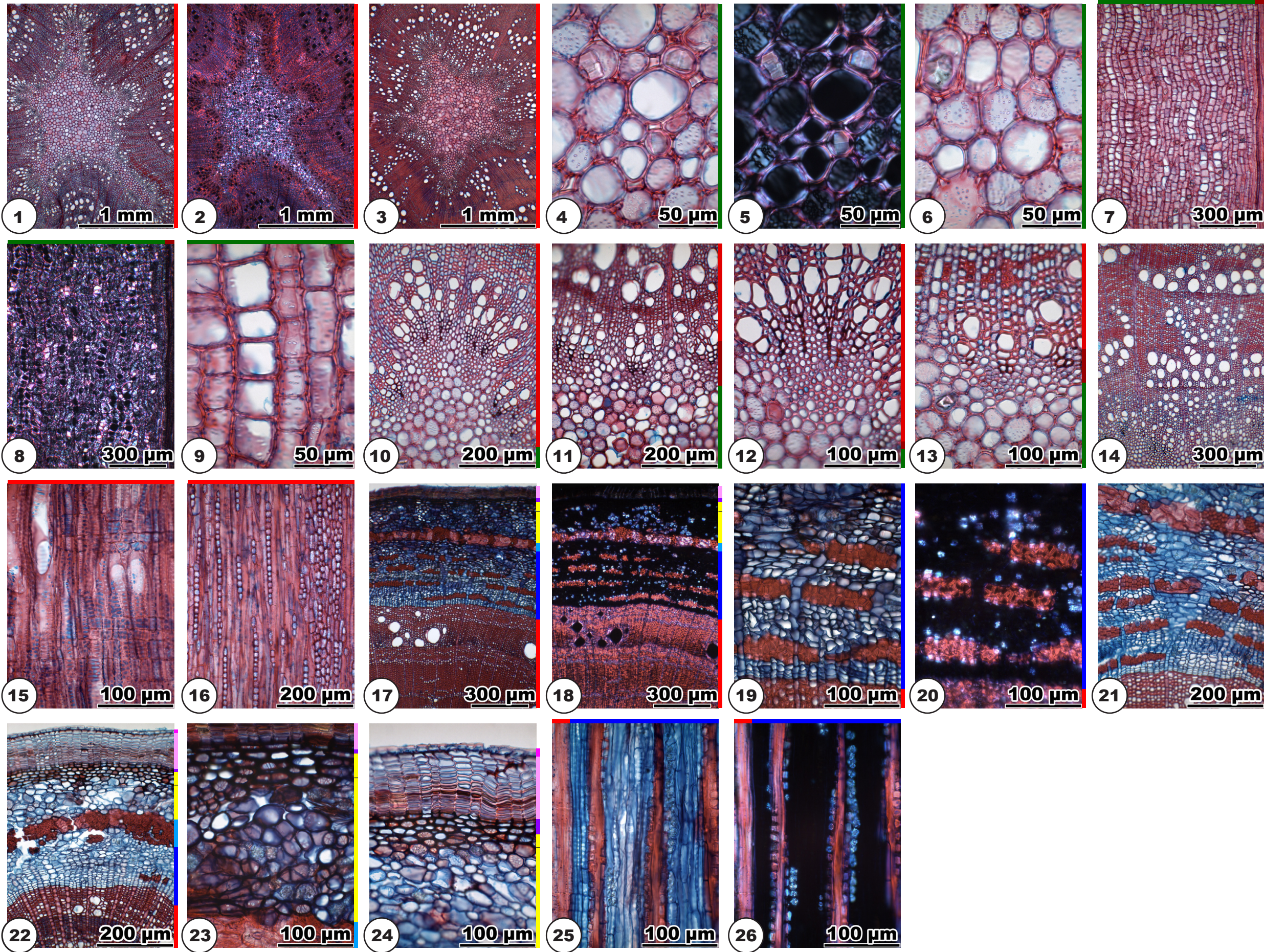
24, Q. r. 23-25): phelloderm consists of one or two cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of thin-walled cork cells, optionally with yellow or brownish contents. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells (Q. p. 24, Q. r. 23, 25) thin-walled, with thick cuticula.

Radial section (Q. p. 25-26, Q. r. 26-27)

Phloem: Axial multiples of druses in phloem (Q. r. 26-27; 27 = 26 in xpl). Fibre-sclereid bands often bordered by cells with polyhedral crystals (Q. p. 25-26; 26 = 25 in xpl).

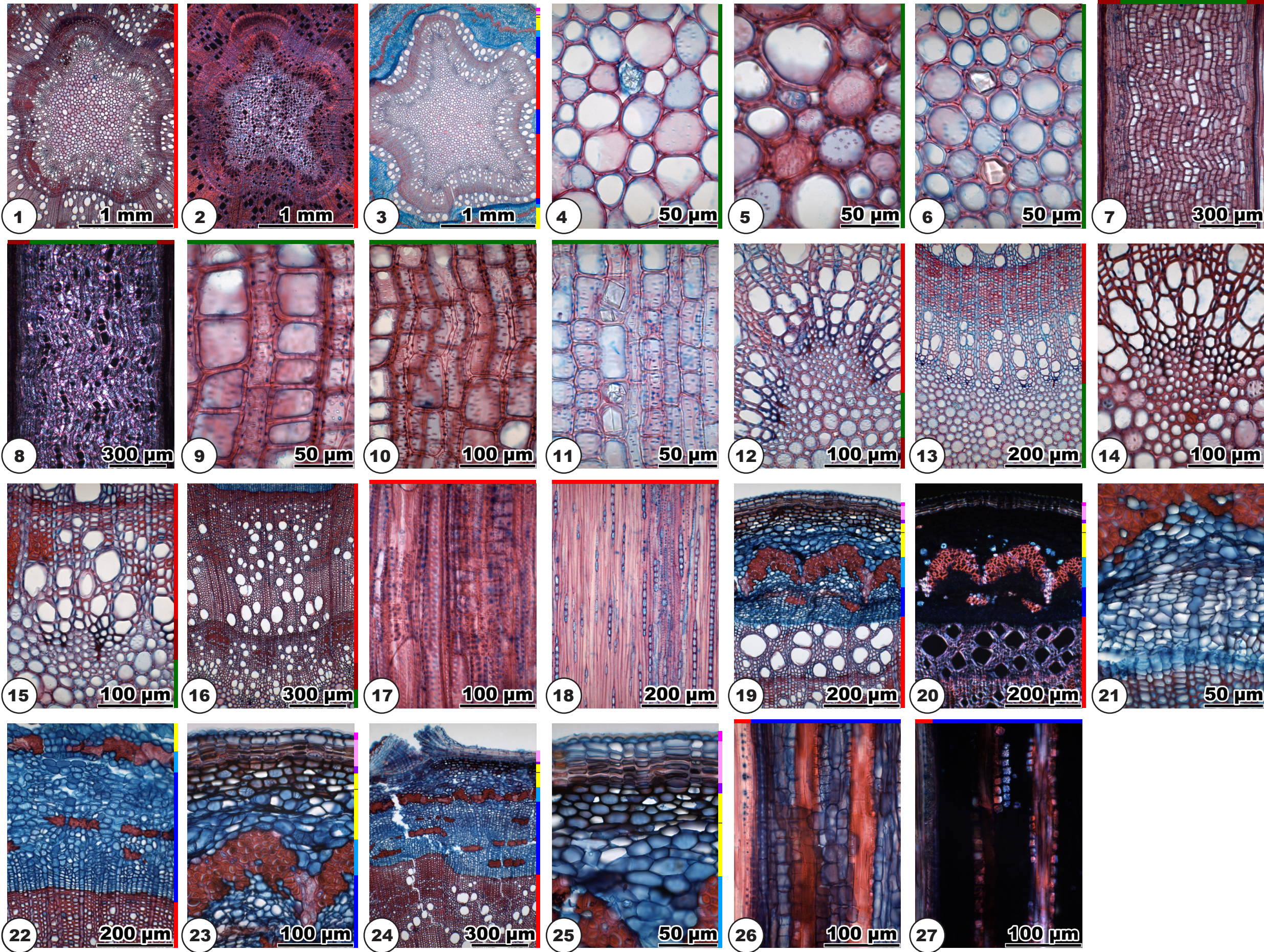
Quercus petraea Liebl.

Fagaceae



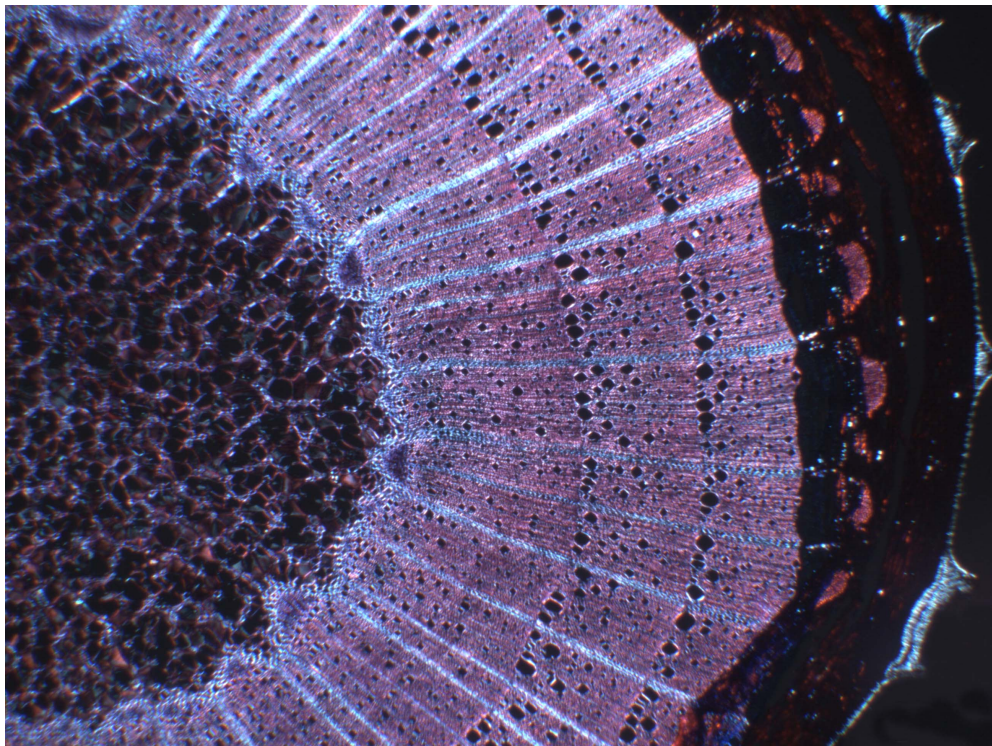
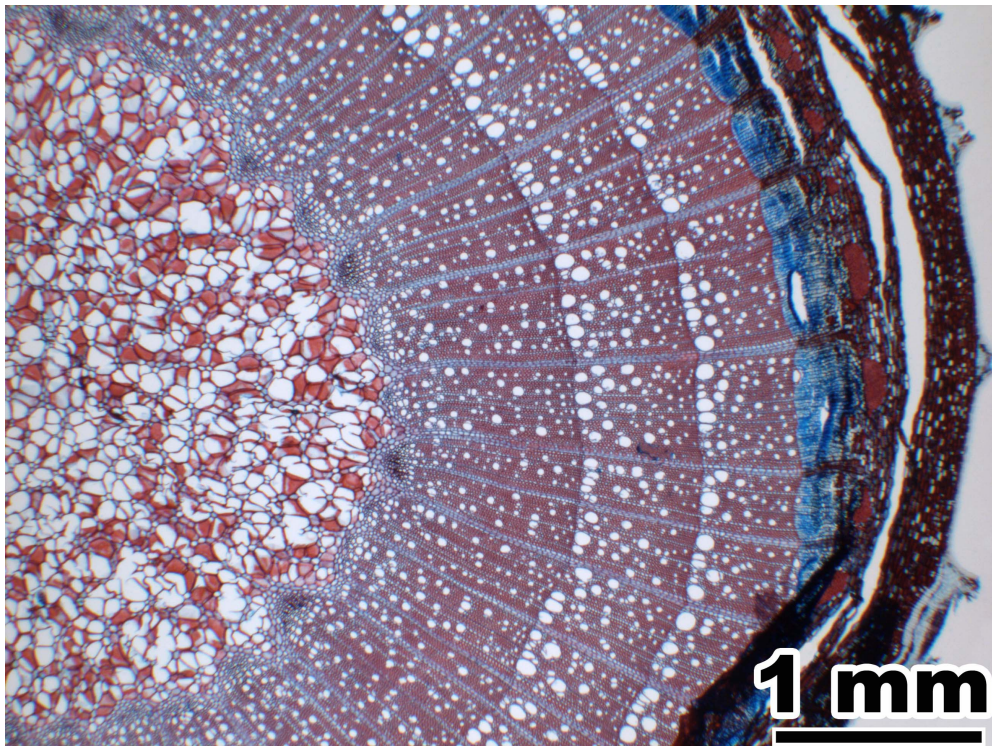
Quercus robur L.

Fagaceae



Rosa canina L.

(Rosaceae)



Rosa canina L. (Rosaceae)

Pith

Transverse section (1-7)

Shape round, with wavy outline (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (cells of two different sizes present, some cells with druses), with medullary sheath. All cell walls lignified except cells with druses, in one-year-old specimens pith cell walls may not yet be lignified. Small and large pith cells intermixed and equally distributed in the pith (3). **Small pith cells** (4-5) roundish to oval, 30-50 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm, many round to oval pits of 1.5-3 µm diameter. Some small cells with non lignified walls and druses. **Large pith cells** (4-5) mostly three- to five-angled, 90-150 µm in diameter, double wall diameter 1-2 µm, round to oval pits of 1.5-5 µm diameter. Few small intercellulars. **Medullary sheath cells** (6-7; 7 = 6 in xpl) roundish to oval, 20-50 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm, many round to oval pits of 1.5-3 µm diameter. In polarized light, the pith appears light with lighter medullary sheath and glowing druses (2, 7).

Radial section (8-12)

Cells in straight axial rows (8-9; 9 = 8 in xpl). All cell walls lignified except cells with druses. Cells of two sizes are present: **Small pith cells** (10-11) angular, axially elongated, square or radially elongated, 10-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-4 µm. Round to oval pits of 1.5-3 µm diameter (11). Small cells build a net-like structure. Some small cells with non lignified walls and druses, cells with druses solitarily or in short axial multiples. **Large pith cells** (10-11) angular or with rounded corners, axially elongated, square or radially elongated, 20-130 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-2 µm. Round to oval pits of 1.5-3 µm diameter (11). Few small intercellulars. **Medullary sheath cells** (12) rectangular, square to slightly axially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-4 µm. Many round to oval pits of 1.5-3 µm diameter. Few small intercellulars.

Except for their shapes the piths of *Rosa canina* and *Rubus fruticosus* are anatomically hardly differentiable.

Primary xylem

Transverse section (13-15)

Surrounding the pith 15-35 vascular bundles. Parenchyma cells round to oval, in irregular arrangement. Some specimens show all or some parenchyma cells with sclerotized walls. (14, arrows) Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of three to six tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (16)

First tree ring diffuse-porous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (17-18)

Two clearly distinctive sizes of rays present. Rays at the end of the first tree ring either small (uniseriate and up to 15 cells high), or broad (four to six cells wide and very high). In small rays all cells axially elongated, in broad rays all cells radially elongated.

Bark

Transverse section (19-26)

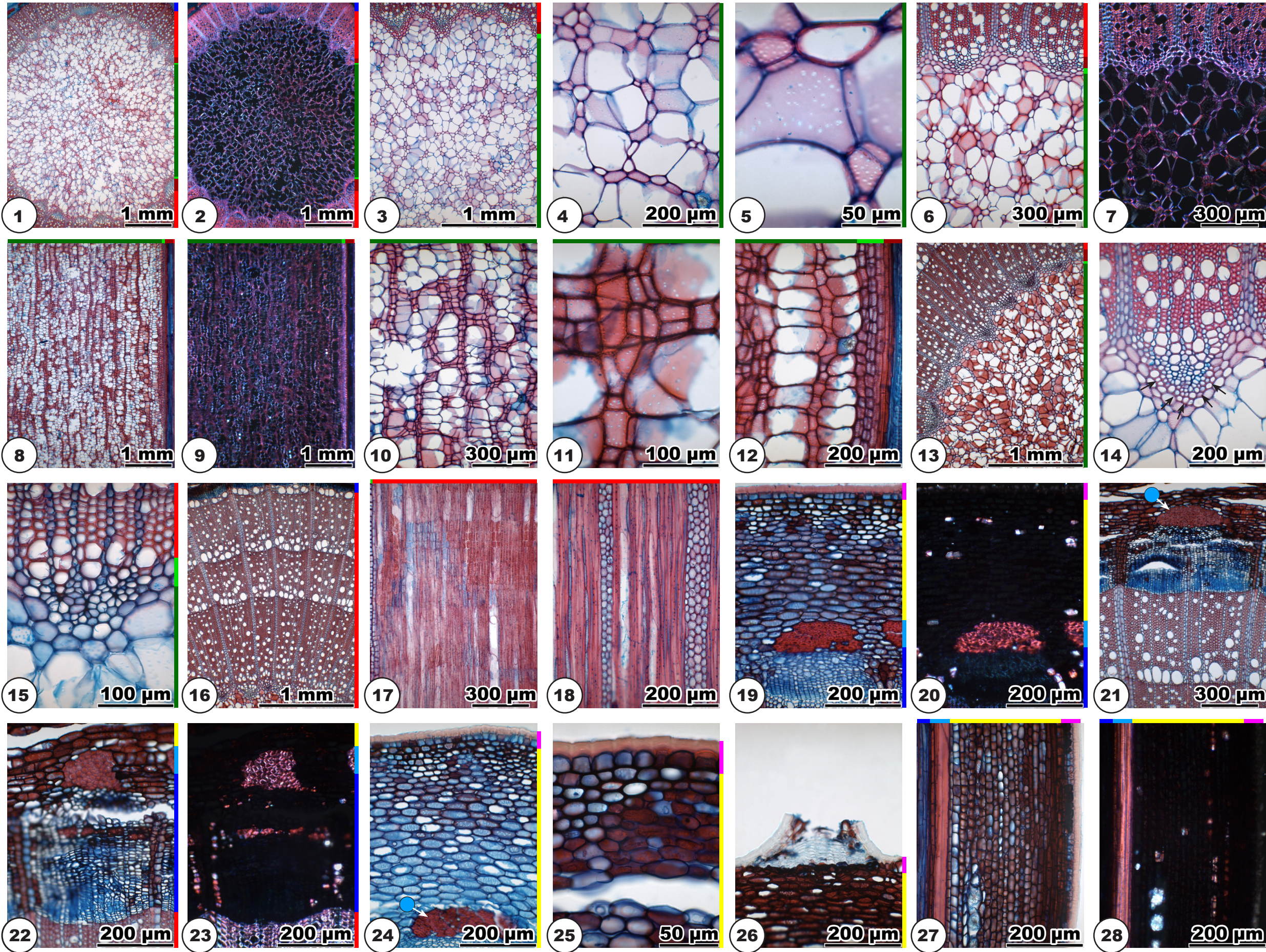
Bark general view: 19-20; 20 = 19 in xpl. **Phloem** (21-23; 23 = 22 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement, some specimens show fibre-sclereids in small groups or tangential bands. Collapsed sieve tube elements present. Ray parenchyma cells with polyhedral crystals or druses (22-23, polyhedral crystals glow in polarized light). Ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as large groups of fibre-sclereids (19, 21-22). **Cortex** (24): sharp or smooth transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 20-40 µm in diameter, oval, large druses and polyhedral crystals, with many small and medium-sized intercellulars. Outer cells thicker-walled, 10-25 µm in diameter, oval or angular, large druses and polyhedral crystals, no intercellulars. In one-year-old specimens the outer cells occur patchy. No **periderm** in one- to four-year-old twigs. **Epidermis** cells (25) angular, thin-walled. Epidermis with prickles (26) and very thick and layered cuticula (25).

Radial section (27-28)

Phloem: Ray parenchyma cells with polyhedral crystals or druses. **Cortex** cells in axial rows (27). Cortex with solitary cells or axial multiples with druses or polyhedral crystals (27-28; 28 = 27 in xpl).

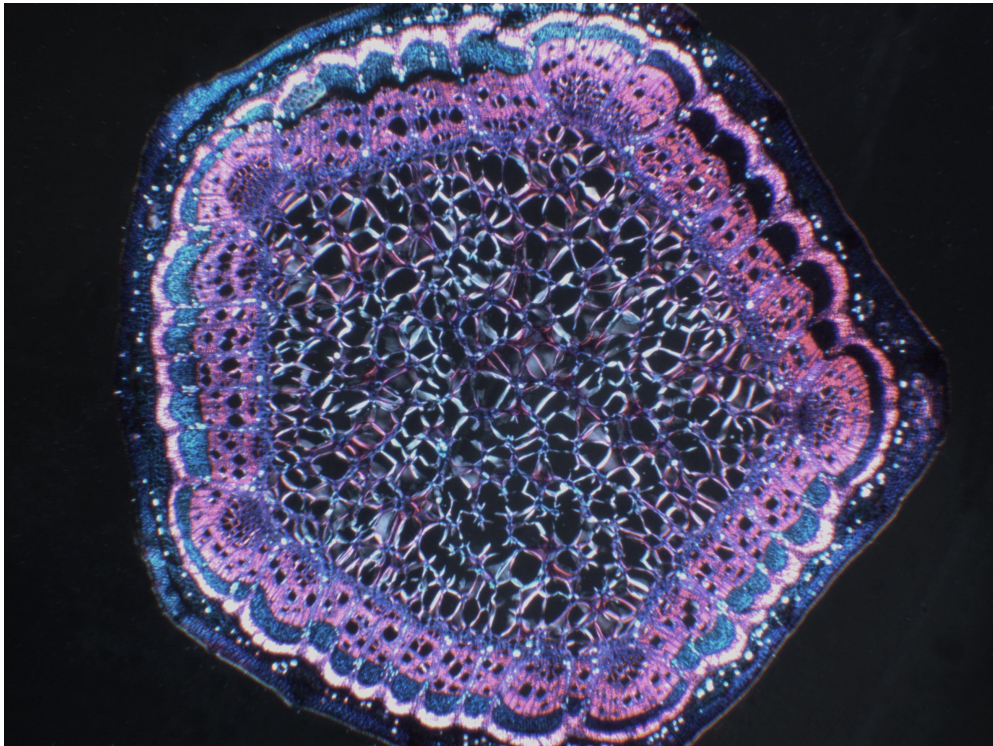
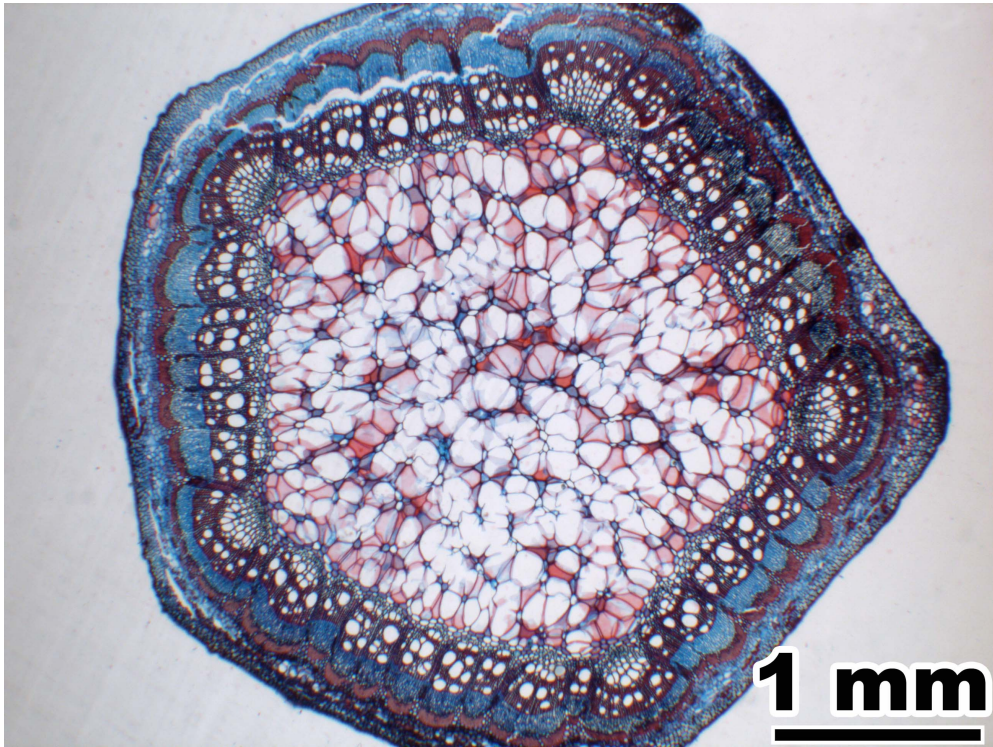
Rosa canina L.

Rosaceae



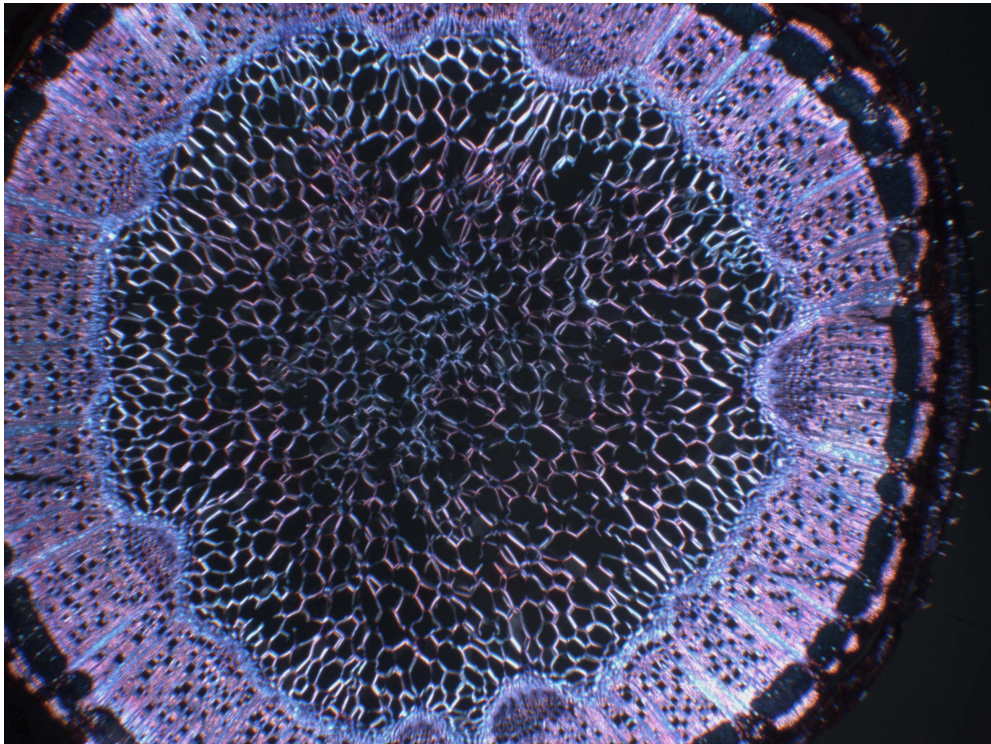
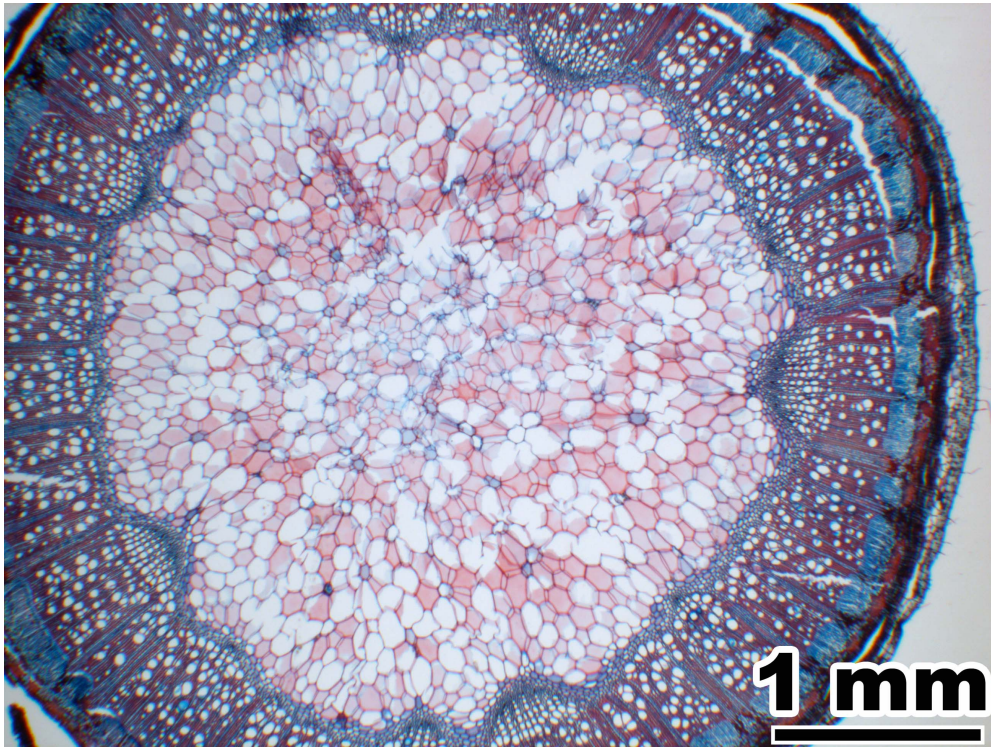
Rubus fruticosus L.

(Rosaceae)



Rubus idaeus L.

(Rosaceae)



Rubus fruticosus L., Rubus idaeus L. (Rosaceae)

Pith

Transverse section (*R. f.* and *R. i.* 1-8)

Shape pentagonal (*R. fruticosus*) or round (*R. idaeus*) (*R. f.* and *R. i.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (cells of two different sizes present, some specimens with cells with druses), with medullary sheath. Pith cell walls not lignified in some specimens, in others lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. Small and large cells intermixed and equally distributed in the pith. **Small pith cells** (*R. f.* 3-7, *R. i.* 4-5, 7) roundish or angular, 40-90 µm in diameter, double wall diameter 2-6 µm (*R. fruticosus*) or 1-2 µm (*R. idaeus*). Many round to oval pits of 1-4 µm diameter (*R. fruticosus*) (*R. f.* 6) or <1-1.5 µm diameter (*R. idaeus*) (*R. i.* 6). Small cells in strings, groups and solitarily (*R. fruticosus*) (*R. f.* 4), or mostly solitarily (*R. idaeus*) (*R. i.* 4-5). **Large pith cells** (*R. f.* 3-7, *R. i.* 3-7) roundish, oval, or three- to five-angled, 100-250 µm in diameter (marginal cells may be radially stretched up to 400 µm, *R. f.* 3, 5, *R. i.* 5), double wall diameter <1-2 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter (*R. fruticosus*) (*R. f.* 6) or <1-1.5 µm (*R. idaeus*) (*R. i.* 6). Some specimens with small cells with small druses, cells with druses thin-walled and mostly unlignified (*R. f.* 7, *R. i.* 7). Few to many small intercellulars. Some parenchyma cells show a circular arrangement (*R. idaeus*) (*R. i.* 4-5). **Medullary sheath cells** (*R. f.* 3, 8, *R. i.* 3, 8) roundish to oval, 20-80 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm. Many round to oval pits of 1-3 µm diameter. In polarized light, pith and medullary sheath appear light with glowing druses (*R. f.* 2, *R. i.* 2).

Radial section (*R. f.* and *R. i.* 9-13)

Cells in straight axial rows (*R. f.* and *R. i.* 9-10; 10 = 9 in xpl). Pith cell walls not lignified in some specimens, in others lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. Cells of two sizes are present: **Small pith cells** (*R. f.* 11-12, *R. i.* 11) angular, axially elongated, square or radially elongated, 30-80 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-6 µm (*R. fruticosus*) or 1-2 µm (*R. idaeus*). Round to oval pits of 1-4 µm diameter (*R. f.* 11, *R. i.* 11). Small cells build a net-like structure (*R. fruticosus*) (*R. f.* 12) or axial rows (*R. idaeus*) (*R. i.* 9). Some small cells with small druses, cells with druses solitarily, in groups or in axial multiples. **Large pith cells** (*R. f.* 11-13, *R. i.* 11-12) in *R. fruticosus* angular or with rounded corners, axially elongated, square or radially elongated, 50-150 µm in axial dimension, in *R. idaeus* angular, mostly six-angled, radially elongated, 40-120 µm in axial dimension, in both species double wall diameter in horizontal walls <1-2 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter (*R. f.* 11, *R. i.* 11). No intercellulars. **Medullary sheath cells** (*R. f.* 13, *R. i.* 12-13) rectangular, square to slightly axially elongated, 20-80 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-4 µm. Many round to oval pits of 1-4 µm diameter. No intercellulars.

Except for their shapes the piths of *Rubus fruticosus* and *Rosa canina* are anatomically hardly differentiable.

Primary xylem

Transverse section (*R. f.* and *R. i.* 14-16)

Surrounding the pith 15-30 vascular bundles, often ca. five vascular bundles being larger than the others (*R. f.* 14, arrows, see also fotos on previous two pages), in twigs with very large pith up to 80 vascular bundles. Parenchyma cells oval or angular, in irregular arrangement, cell walls lignified or non lignified. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to four tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (*R. f.* and *R. i.* 17-19)

First tree ring may consist only of latewood (*R. f.* 18-19; 19 = 18 in xpl, latewood glows red in polarized light) or of earlywood and latewood, optionally with circle of tracheae at the basis (*R. i.* 14, 19). Short radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (*R. f.* and *R. i.* 20-21)

At the end of the first tree ring there are very high rays, spaced, three to five cells wide, with sheath cells. In the interspaces are uniseriate rays of axially elongated cells, four to 20 cells high.

Bark

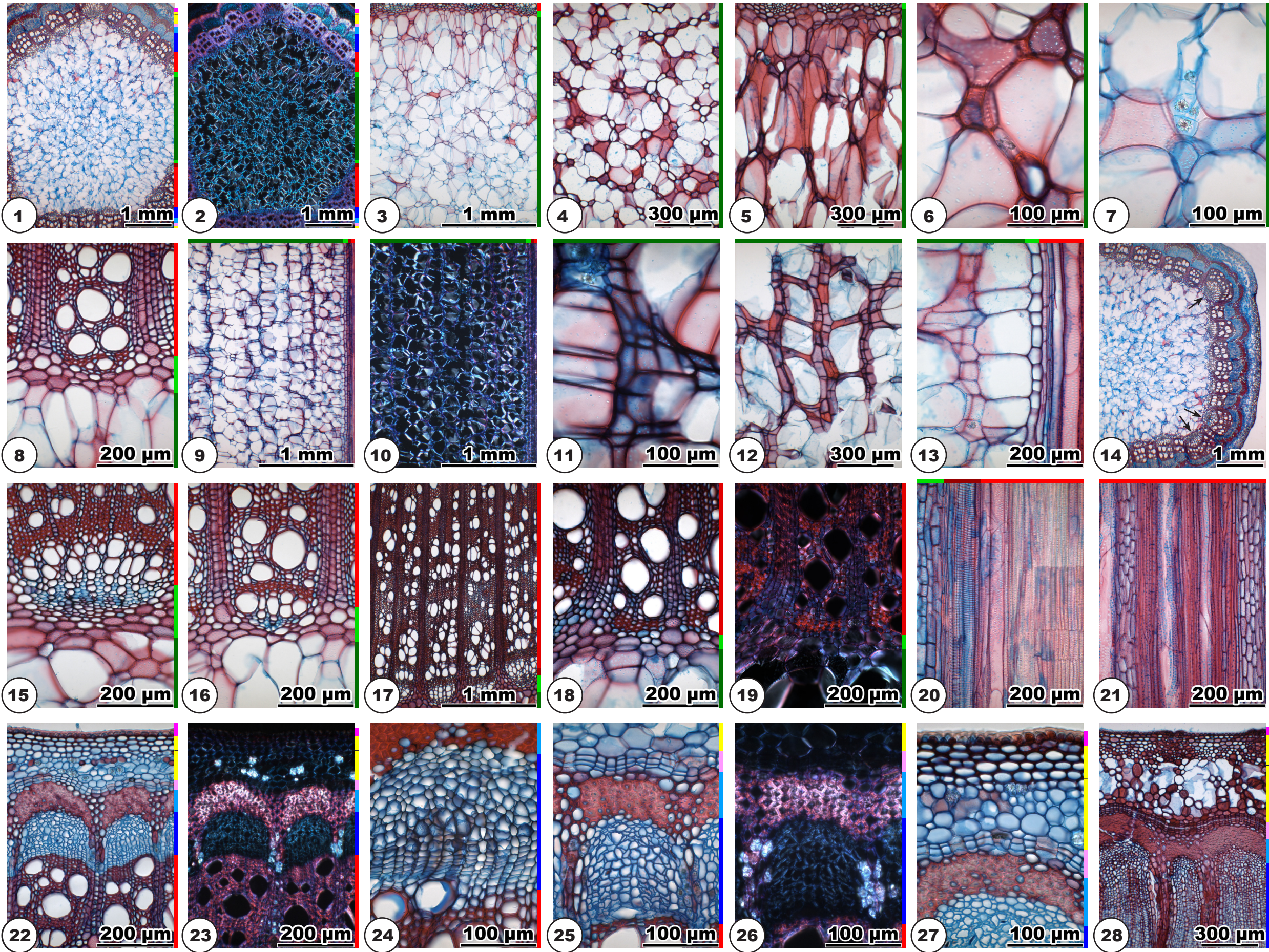
Transverse section (*R. f.* and *R. i.* 22-28)

Bark general view: 22-23; 23 = 22 in xpl. **Phloem** (*R. f.* and *R. i.* 24-26; 26 = 25 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement, some specimens with few druses. Collapsed sieve tube elements not visible. Some ray parenchyma cells with druses (*R. f.* 25-26, *R. i.* 25-26, druses glow in polarized light). Ray dilatation by cell extension (*R. i.* 25). Primary phloem appears as thick arcs of fibre-sclereids partly merged to a band by sclereids developing from ray cells (*R. fruticosus*) (*R. f.* 22) or as patches of fibre-sclereids (*R. idaeus*) (*R. i.* 22). **Periderm** (*R. f.* 25-28, *R. i.* 22, 27): phelloderm not visible, phellem consists of several layers of flat thin-walled cork cells. The initial periderm is built between phloem and cortex and appears already in the first year.

Cortex (*R. f.* 27-28, *R. i.* 27-28): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 20-60 µm in diameter, roundish, some specimens with few druses, with intercellulars of all sizes. Outer cells thick-walled, 10-30 µm in diameter, oval or angular, no intercellulars. In older specimens of *R. fruticosus* the inner cortex differentiates in large thin-walled and smaller thick-walled cells which build a net-like structure similar to the pith cell structure (*R. f.* 28: six year-old bark). **Epidermis** cells (*R. f.* 27, *R. i.* 28) thin-walled, with thick cuticula and some hairs (*R. idaeus*) (*R. i.* 22) or prickles (*R. fruticosus*).

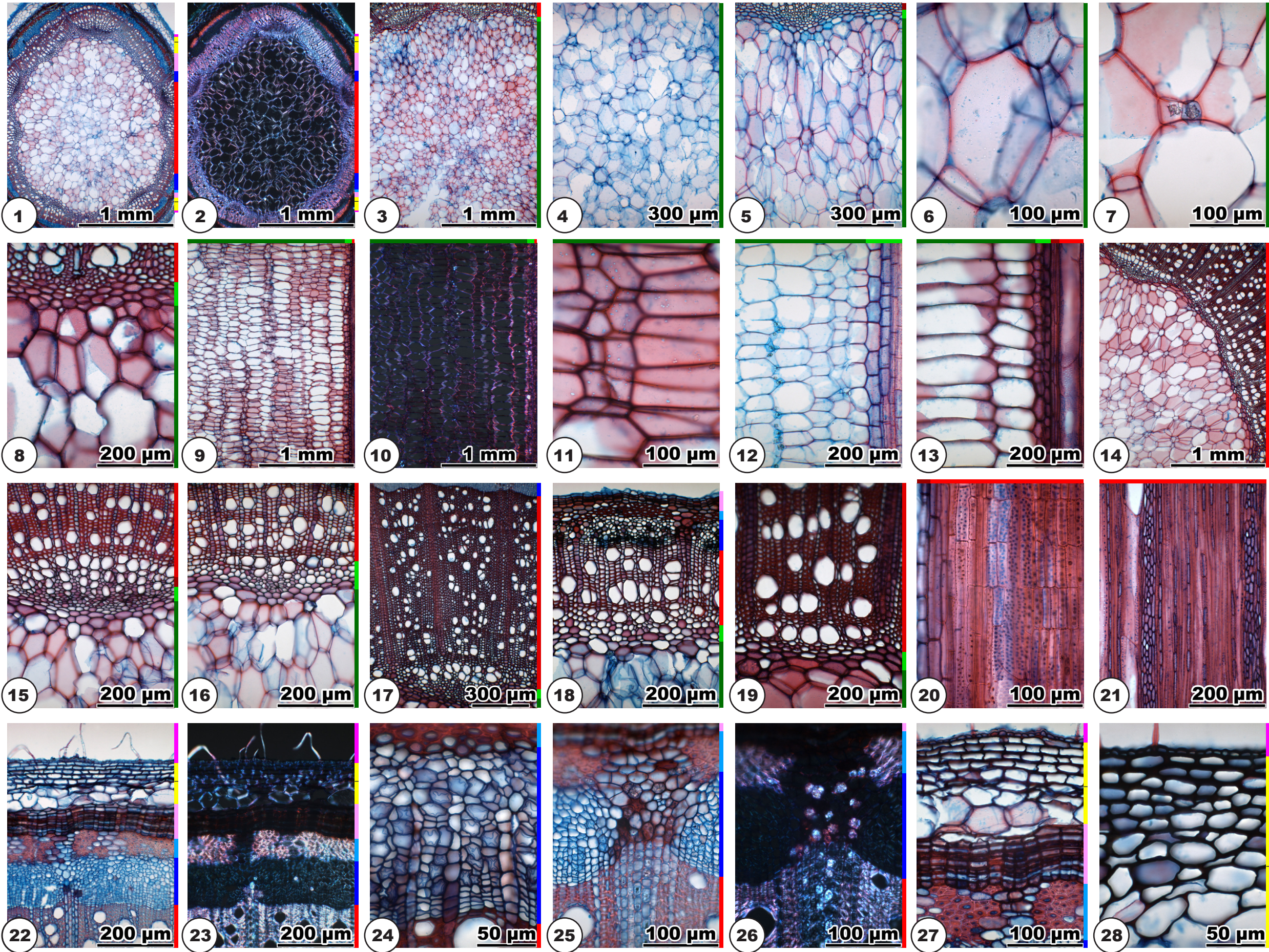
Rubus fruticosus L.

Rosaceae



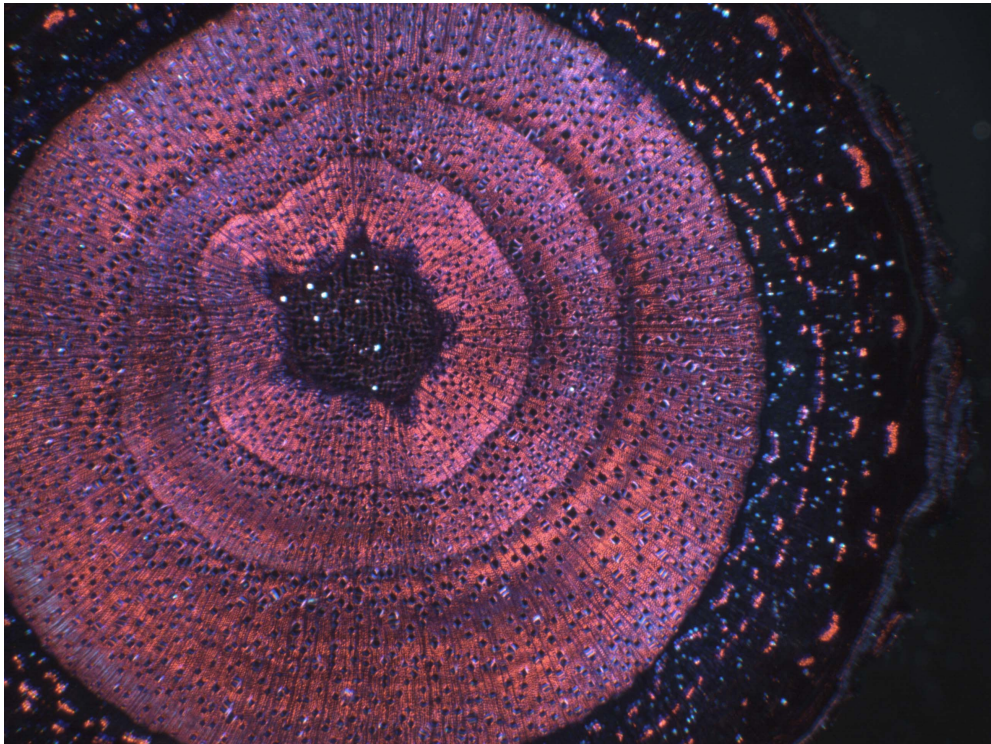
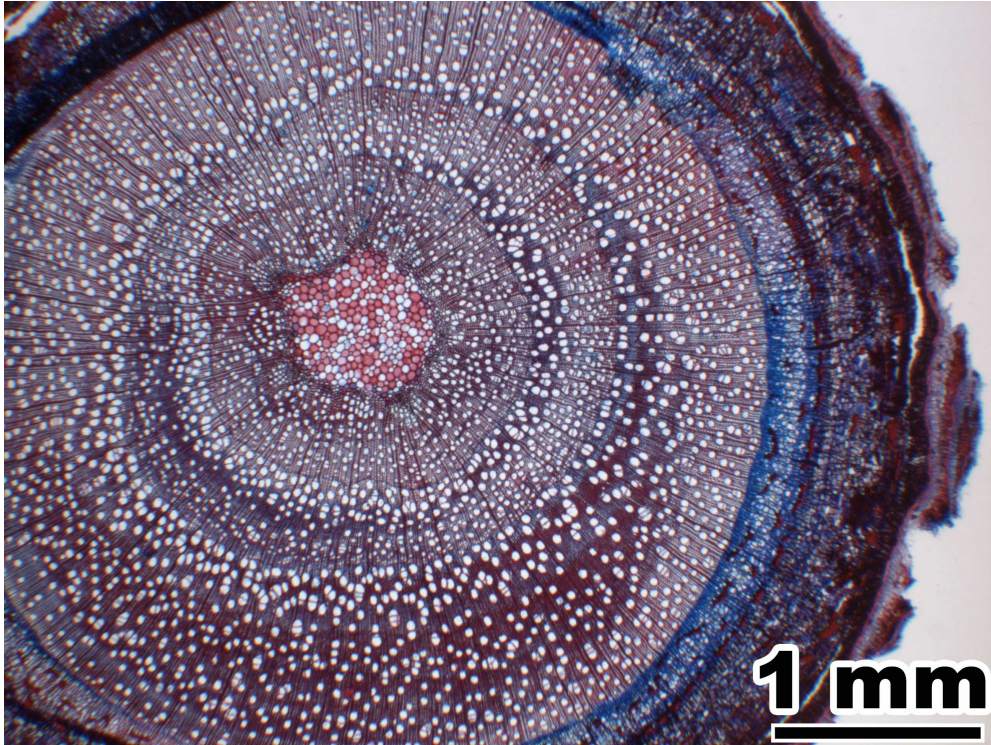
Rubus idaeus L.

Rosaceae



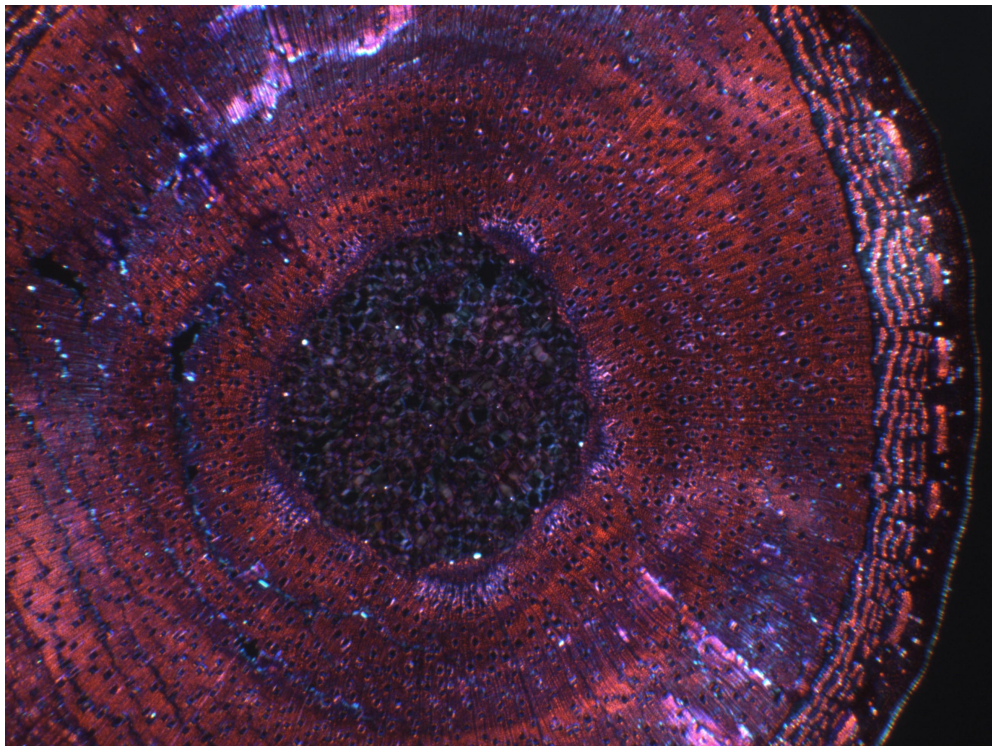
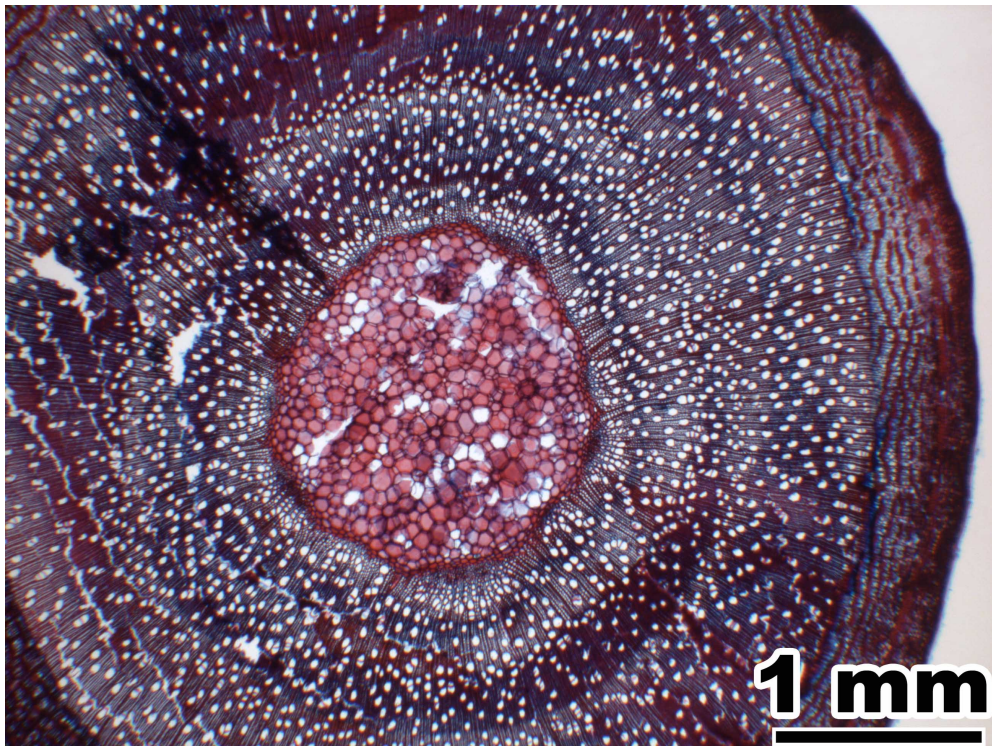
Salix alba L.

(Salicaceae)



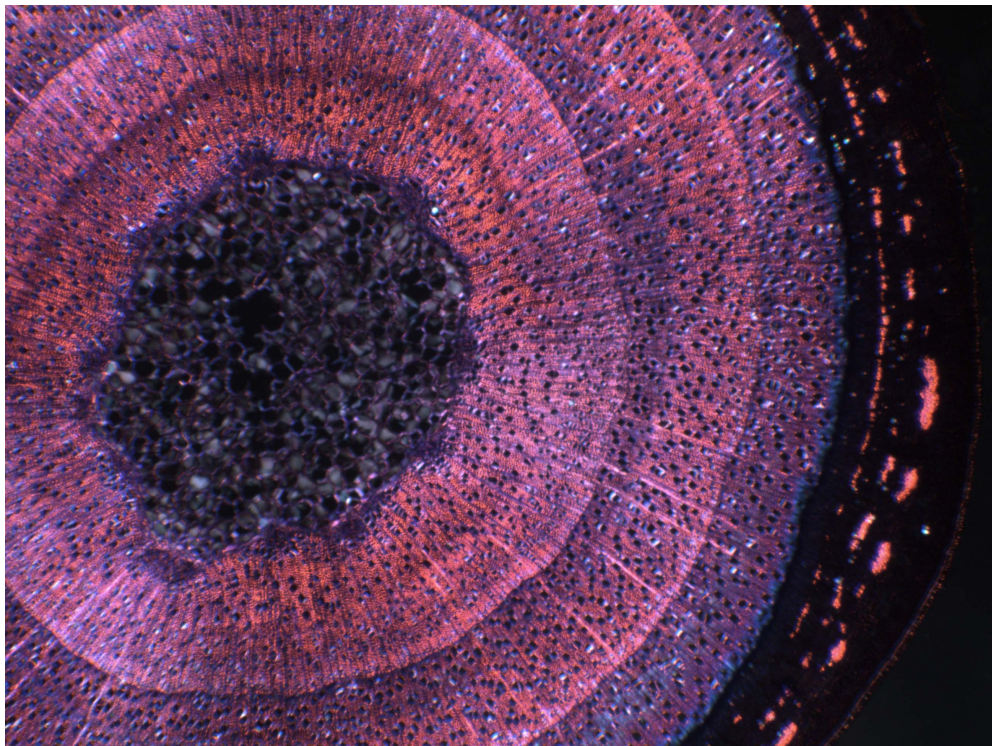
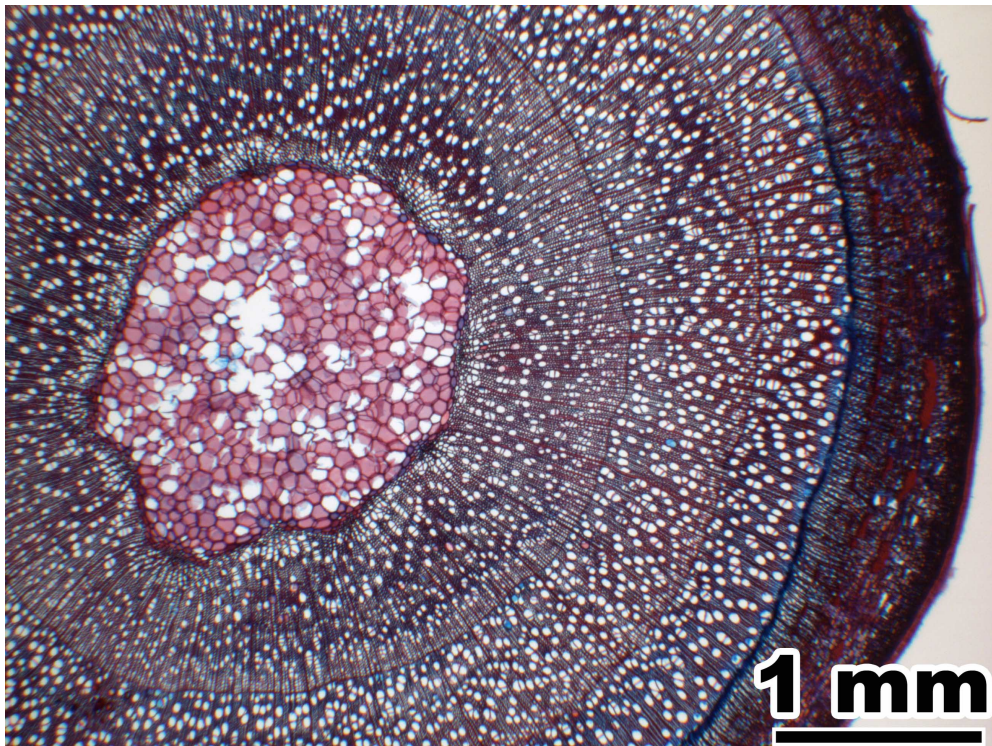
Salix caprea L.

(Salicaceae)



***Salix purpurea* L.**

(Salicaceae)



Salix alba L., Salix caprea L., Salix purpurea L. (Salicaceae)

Pith

Transverse section (*S. a.*, *S. c.*, *S. p.* 1-5)

Pith roundish (to pentagonal, *S. alba*) (*S. a.*, *S. c.*, *S. p.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses), with medullary sheath. **Pith cells** (*S. a.* 3-5, *S. c.* 3-5, *S. p.* 3-5): All cell walls lignified except some cells with druses. Cells roundish or five- to seven-angled, 20-100 µm in diameter, double wall diameter <1-2 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter (*S. a.* 3, *S. c.* 3, *S. p.* 3). Some cells with druses, with lignified or unlignified cell walls. Few to many small and some medium-sized intercellulars. Some parenchyma cells show a circular arrangement (*S. a.* 4, *S. c.* 4, *S. p.* 4). **Medullary sheath cells** (*S. a.* 5, *S. c.* 5, *S. p.* 5): All cell walls lignified. Cells oval, 10-40 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm. Oval pits of 1-2 µm diameter. No intercellulars. Some cells with druses. In polarized light, pith and medullary sheath glow faintly, druses appear glowing (*S. a.* 2, *S. c.* 2, *S. p.* 2).

Radial section (*S. a.*, *S. c.*, *S. p.* 6-10)

Cells in straight or slightly undulating axial rows (*S. a.*, *S. c.*, *S. p.* 6-7; 7 = 6 in xpl). **Pith cells** (*S. a.* 8-10, *S. c.* 8-9, *S. p.* 8-9): All cell walls lignified except some cells with druses. Cells angular, square or axially or radially elongated, 20-70 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-2 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter, narrow oval to slitlike pits up to 6 µm, pits often arranged in short horizontal rows (*S. a.* 8, *S. c.* 8, *S. p.* 8). Cells with druses solitary or in short axial multiples (*S. a.* 9). Few to many small intercellulars, also large axially oriented intercellulars occur. **Medullary sheath cells** (*S. a.* 10, *S. c.* 9-10, *S. p.* 9-10): All cell walls lignified. Cells rectangular, square or axially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-3 µm. Round to oval pits of 1-3 µm diameter (*S. c.* 10, *S. p.* 10). Some cells with druses. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*S. a.* and *S. c.* 11-13, *S. p.* 11-12)

Surrounding the pith 9-18 vascular bundles, (in case of pentagonal pith shape often the vascular bundles in the pith's angles larger than the others, *S. alba*, *S. a.* 1). Parenchyma cells oval, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements mostly visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to three tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (*S. a.* 14-15, *S. c.* 14, *S. p.* 13-14)

The first wood fibres of the secondary xylem often have thickened cell walls (*S. a.* 15, *S. p.* 12, 14, see also *S. p.* 2: in polarized light fibres with thickened cell walls form a light ring around the pith). The vessels in the first tree ring may be smaller and less numerous than in the later tree rings. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (*S. a.* 16-17, *S. c.* and *S. p.* 15-16)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate and five to 20 cells high. All rays show axially elongated cells, optionally additionally one to several small rows of body ray cells. Body ray cells develop from the first year on.

Bark

Transverse section (*S. a.* 18-25, *S. c.* 17-25, *S. p.* 17-23)

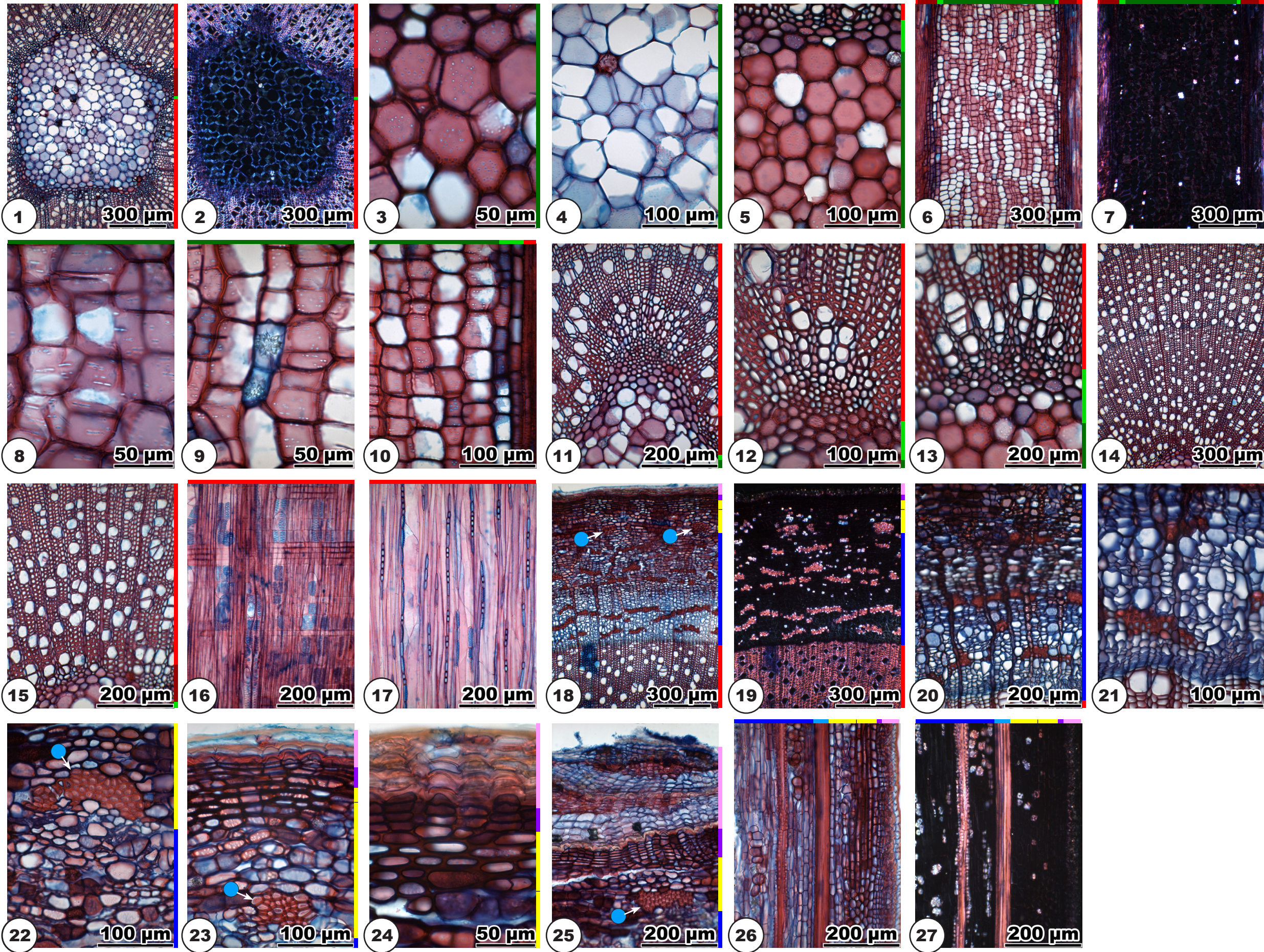
Bark general view: *S. a.* 18-19; 19 = 18 in xpl, *S. c.* and *S. p.* 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (*S. a.* 20-22, *S. c.* 19-20, *S. p.* 19-20; 20 = 19 in xpl) consists of sieve tube elements, parenchyma cells and fibre-sclereids. Sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Fibre-sclereids in patches and tangential bands, bordered by cells with polyhedral crystals (*S. p.* 20: crystals (arrows) glow in polarized light, see also radial sections), fibre-sclereid bands interrupted by some rays (*S. c.* 20, *S. p.* 19). Some to many cells with druses in rays and parenchyma. Few collapsed sieve tube elements present. Ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as patches of fibre-sclereids (*S. a.* 22, *S. c.* 19, *S. p.* 17, 19). **Cortex** (*S. a.* 23, *S. c.* 21-24, *S. p.* 21-22): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells 20-50 µm in diameter, oval, some druses, with large intercellulars. Outer cells thick-walled, 15-30 µm in diameter, flat oval, no intercellulars. Optionally sclereids in the cortex. **Periderm** (*S. a.* 23-25, *S. c.* 21-22, *S. p.* 22-23): phelloderm consists of one to four cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of cork cells with thick yellowish or reddish tangential walls (*S. caprea*, *S. purpurea*), additional layers of thin-walled cork cells may occur (*S. alba*) (*S. a.* 25). The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** not preserved already in one-year-old twigs (*S. alba*, *S. purpurea*); epidermis cells thin-walled, with some hairs and thick cuticula (*S. c.* 23-25), only present in one-year-old twigs (*S. caprea*).

Radial section (*S. a.* and *S. c.* 26-27, *S. p.* 24-26)

Phloem (*S. a.* and *S. c.* 26-27; 27 = 26 in xpl, 24-25; *S. p.* 25 = 24 in xpl) with axial multiples of cells with druses. Fibre-sclereid bands bordered by cells with polyhedral crystals (*S. a.* 27, *S. c.* 27; *S. p.* 25: crystals glow in polarized light). **Periderm** (*S. p.* 26): phellem with several layers of cork cells with thick tangential walls.

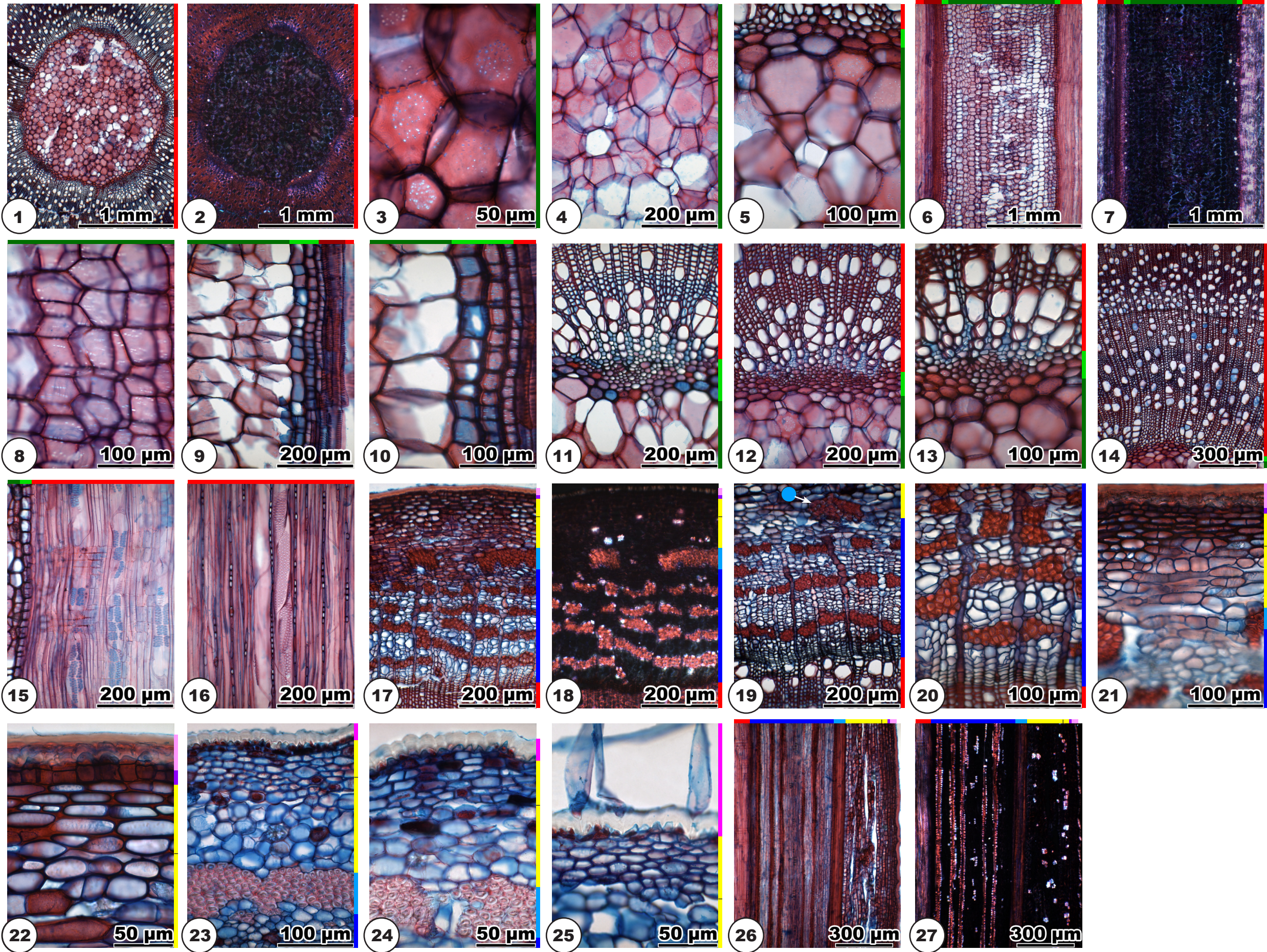
Salix alba L.

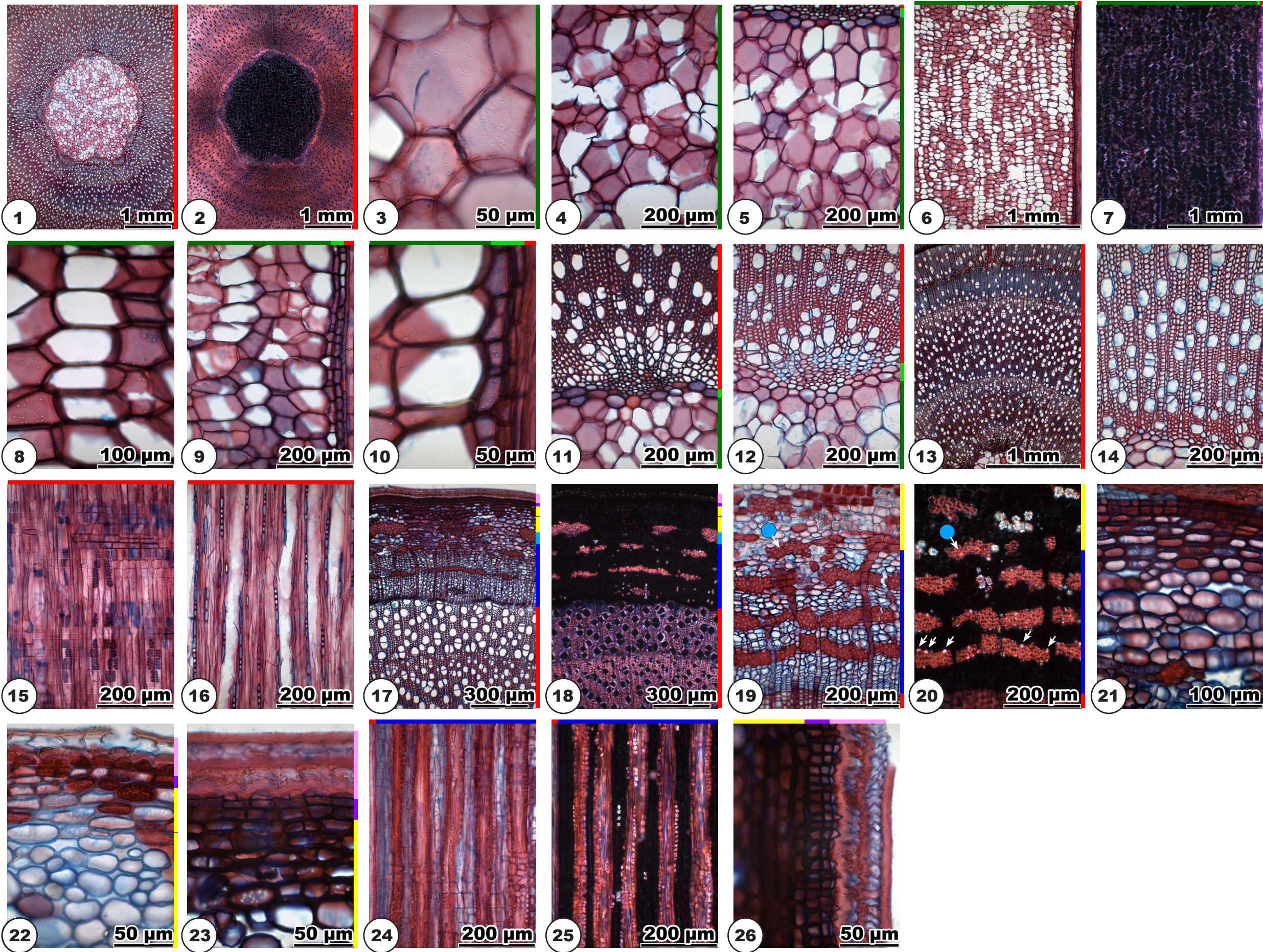
Salicaceae



Salix caprea L.

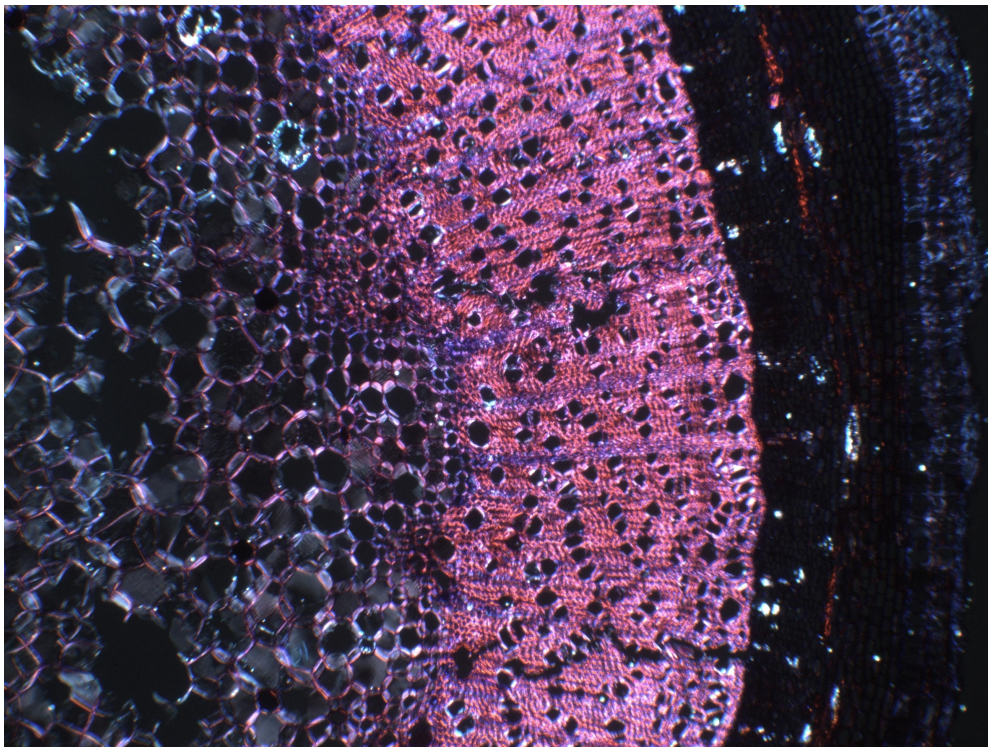
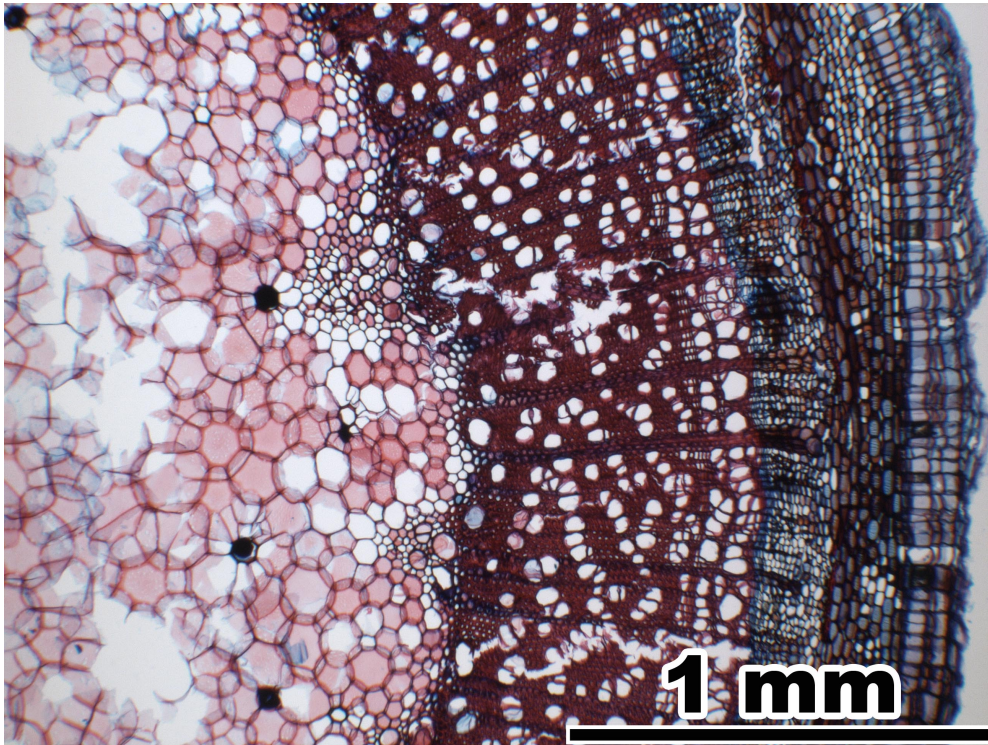
Salicaceae





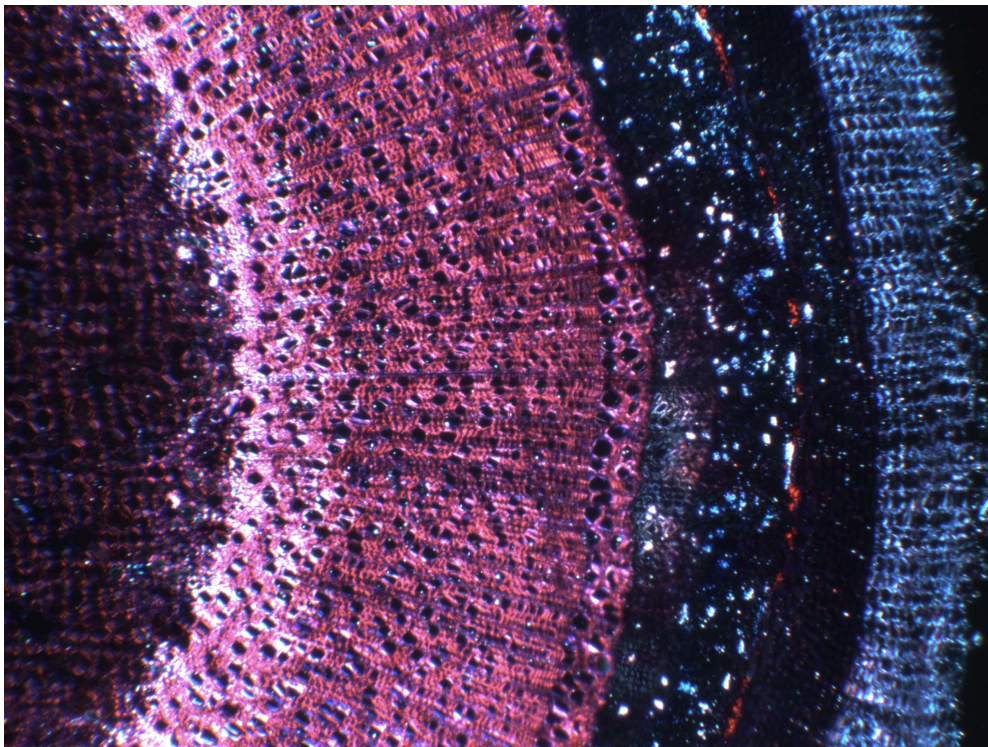
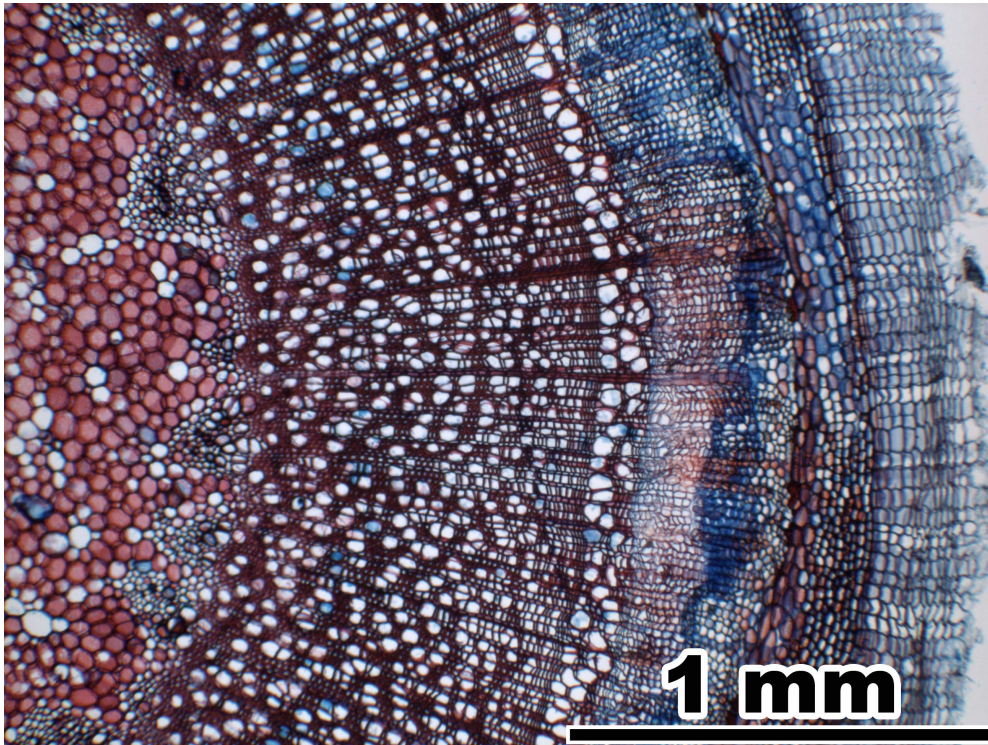
Sambucus nigra L.

(Adoxaceae)



***Sambucus racemosa* L.**

(Adoxaceae)



Sambucus nigra L., Sambucus racemosa L. (Adoxaceae)

Pith

Transverse section (*S. n.* 1-6, *S. r.* 1-6)

Shape round, with wavy outline (*S. n.* and *S. r.* 1-2; 2 = 1 in xpl, see also fotos on previous two pages). Pith heterocellular (many cells with crystal sand, most specimens with idioblasts with dark stained substances). Cell walls not lignified in some specimens, in others lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (*S. n.* 3-6, *S. r.* 3-6) round, oval or five- to eight-angled, 40-120 µm in diameter, double wall diameter 1-1.5 µm. Round pits of <1-6 µm diameter (*S. n.* 4, *S. r.* 3). Most cells with few grains of crystal sand (*S. n.* 5, *S. r.* 4-5; 5 = 4 in xpl, crystal sand glows in polarized light), rarely cells with small druses (*S. nigra*). Many small intercellulars. Some parenchyma cells show a circular arrangement (*S. n.* 3, 6, *S. r.* 6), the cell in the centre may be filled with dark stained substances (*S. n.* 6). In polarized light, pith appears light, with glowing crystal sand and druses (*S. n.* 2, *S. r.* 2).

Radial section (*S. n.* 7-10, *S. r.* 7-12)

Cells in straight or undulating axial rows (*S. n.* and *S. r.* 7-8; 8 = 7 in xpl). Cell walls not lignified in some specimens, in others lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (*S. n.* 9, *S. r.* 9-12; 11 = 10 in xpl) square to axially elongated, with rounded corners, 30-150 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Oval pits of <1-8 µm diameter (*S. n.* 10, *S. r.* 9, 12). No intercellulars. Most cells with few grains of crystal sand (*S. n.* 8, *S. r.* 11, crystal sand glows in polarized light), rarely cells with small druses (*S. nigra*). Solitary cells or ducts filled with dark stained substances are arranged peripheral or all over the section (*S. n.* 10, *S. r.* 12).

Primary xylem

Transverse section (*S. n.* 11-12, *S. r.* 13-14)

Surrounding the pith 15-23 vascular bundles. Parenchyma cells oval or angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements not visible. Metaxylem tracheary elements solitarily or in pairs, in irregular arrangement.

Secondary xylem

Transverse section (*S. n.* 13-15, *S. r.* 15-17)

First tree ring diffuse-porous. The first wood fibres of the secondary xylem often have thickened cell walls (may be also so in the second tree ring) (*S. n.* 14-15; 15 = 14 in xpl, *S. r.* 16-17; 17 = 16 in xpl, thickened cell walls glow in polarized light).

Radial and tangential section (*S. n.* 16-17, *S. r.* 18-19)

Rays at the end of the first tree ring one to three cells wide and ten to 40 cells high, some sheath cells present. Rays show irregular outline in tangential sections (*S. n.* 17, *S. r.* 19). Body ray cells procumbent, optionally with one or two rows of axially elongated marginal cells.

Bark

Transverse section (*S. n.* 18-26, *S. r.* 20-26)

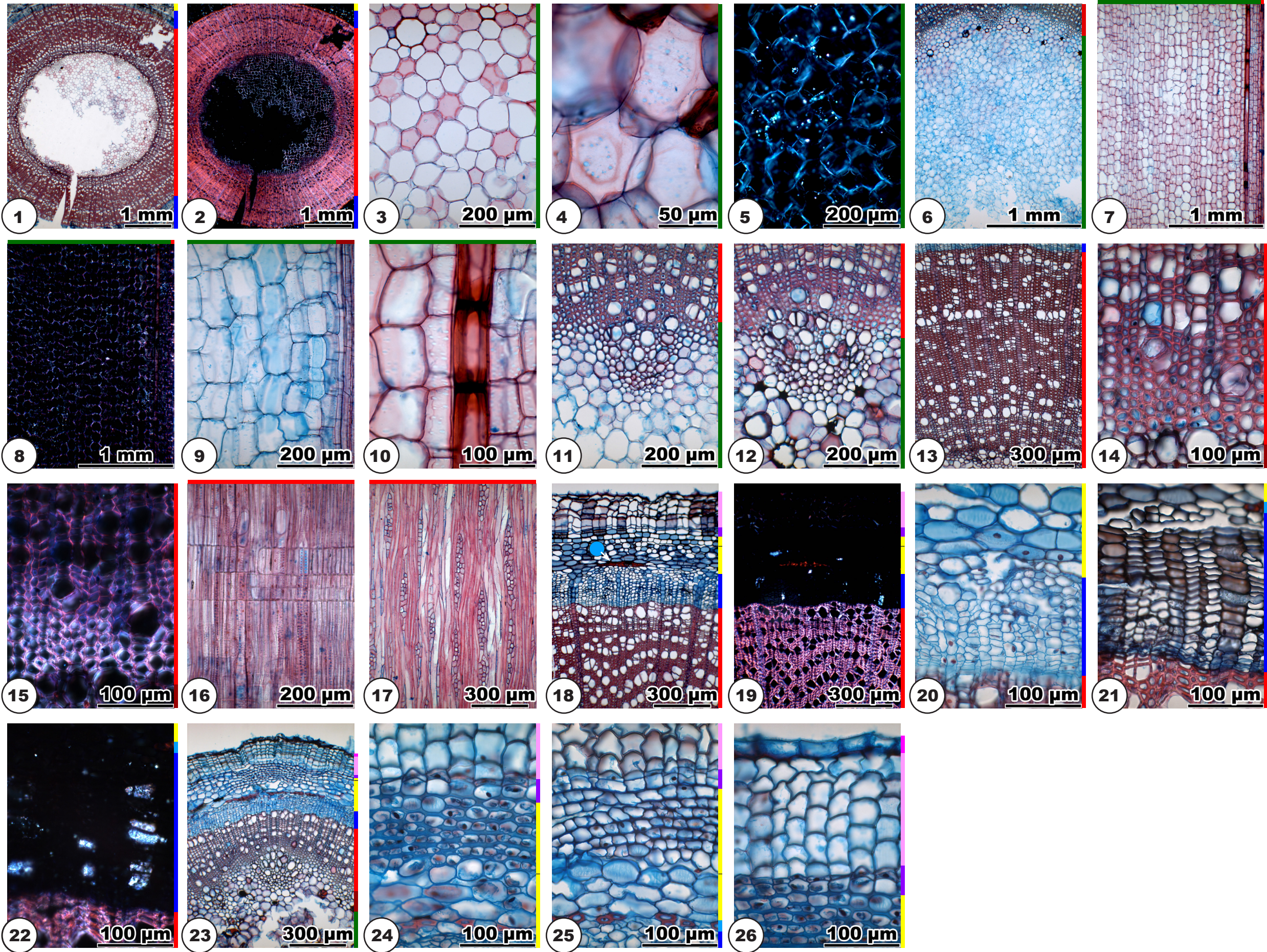
Bark general view: *S. n.* 18-19; 19 = 18 in xpl, *S. r.* 20-21; 21 = 20 in xpl. **Phloem** (*S. n.* 20-22, 22 = 21 in xpl, *S. r.* 22-23; 23 = 22 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement. Few to many grains of crystal sand

occur. Some parenchyma cells densely filled with crystal sand (*S. n.* 22 and *S. r.* 23: crystal sand glows in polarized light). Collapsed sieve tube elements present. Weak ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (*S. n.* 18, *S. r.* 20).

Cortex (*S. n.* 18, 24-25, *S. r.* 20, 24-25): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 30-70 µm in diameter, oval, few grains of crystal sand, with large intercellulars (*S. r.* 24). Outer cells thicker-walled, 10-25 µm in diameter, angular, with small intercellulars. The outer cortex forms fields with lamellar (*S. n.* 24) or angular collenchyma (*S. n.* 23, 25, *S. r.* 25). **Periderm** (*S. n.* 18, 26, *S. r.* 20, 26): phelloderm consists of one or two cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of square thin-walled cork cells. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells thin-walled (*S. n.* 26, *S. r.* 26).

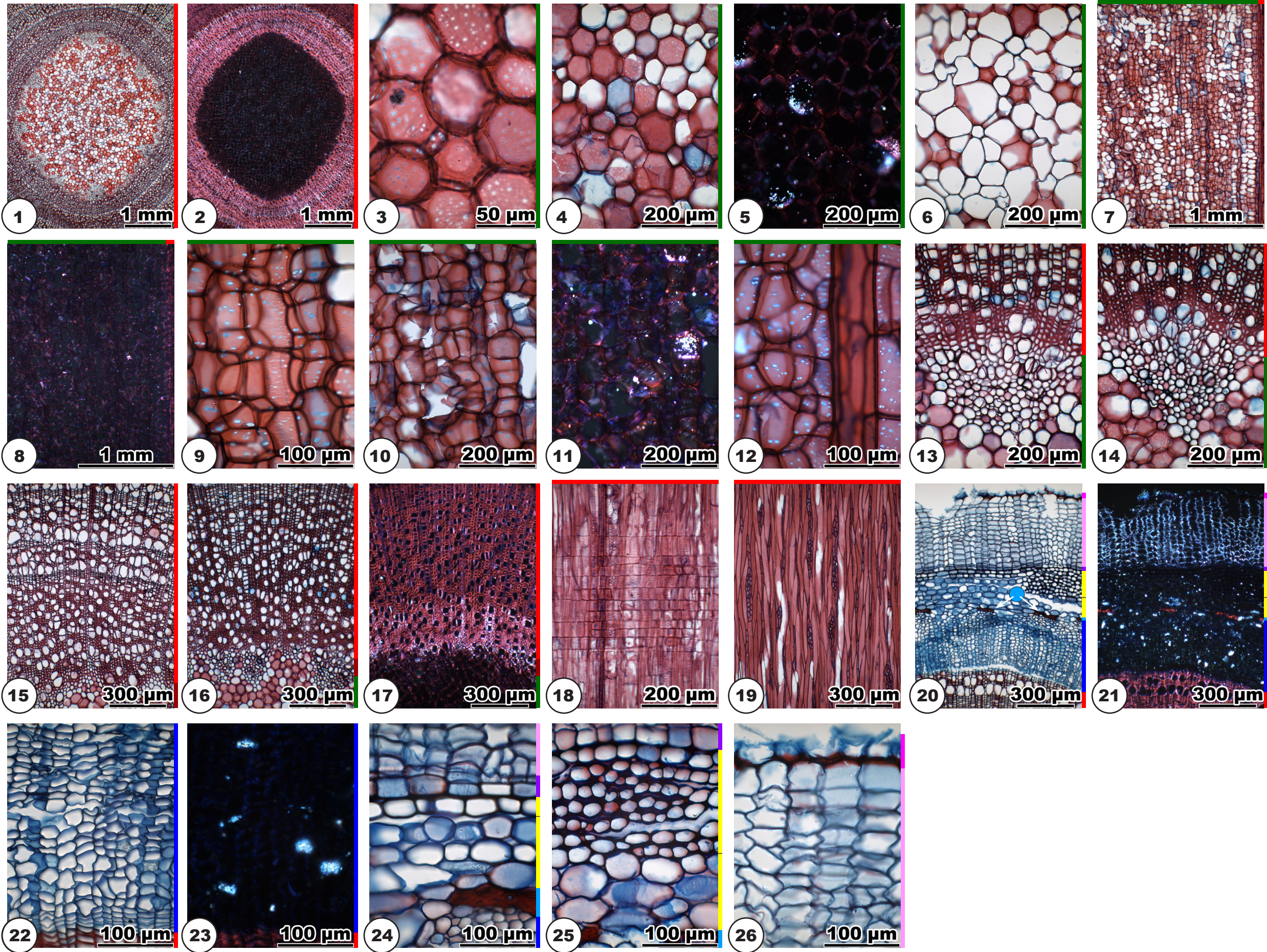
Sambucus nigra L.

Adoxaceae

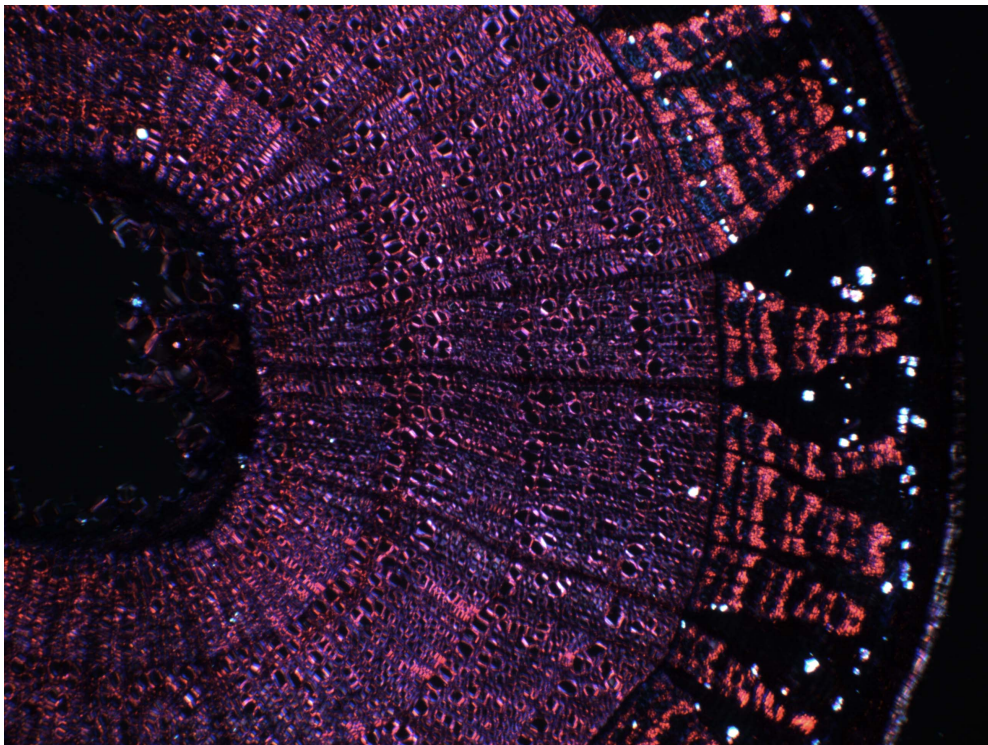
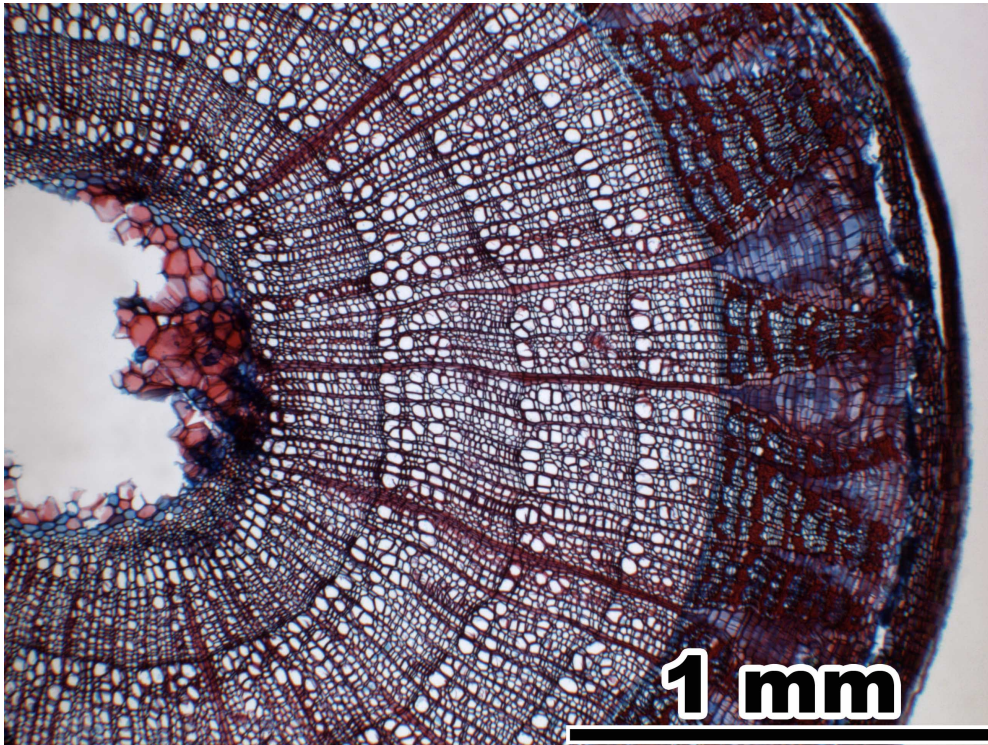


Sambucus racemosa L.

Adoxaceae

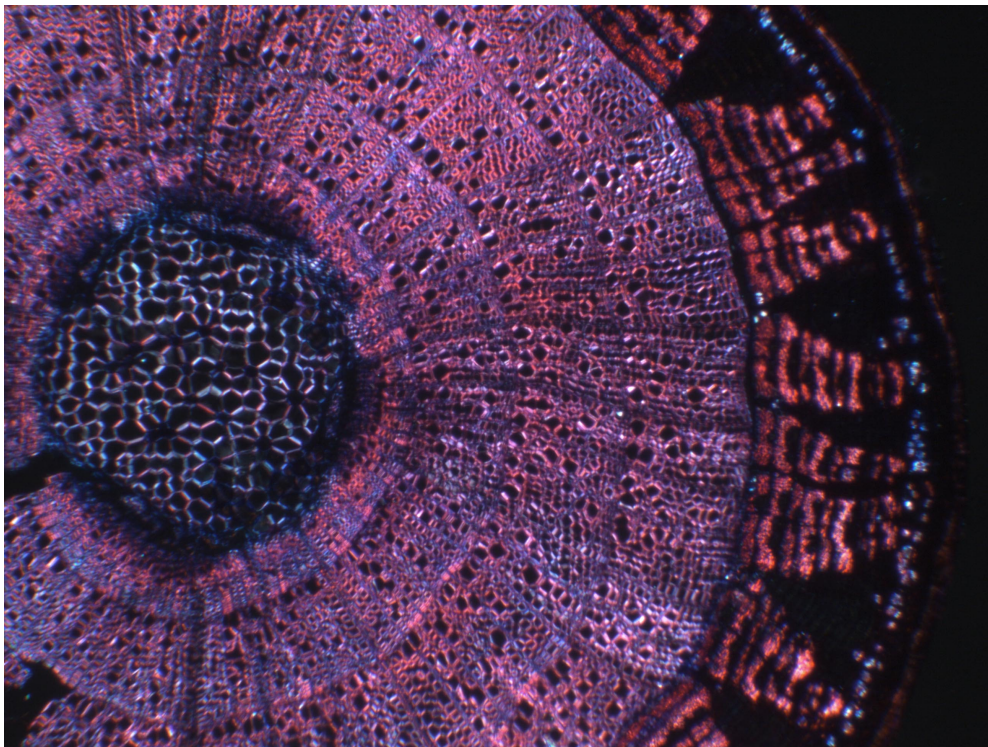
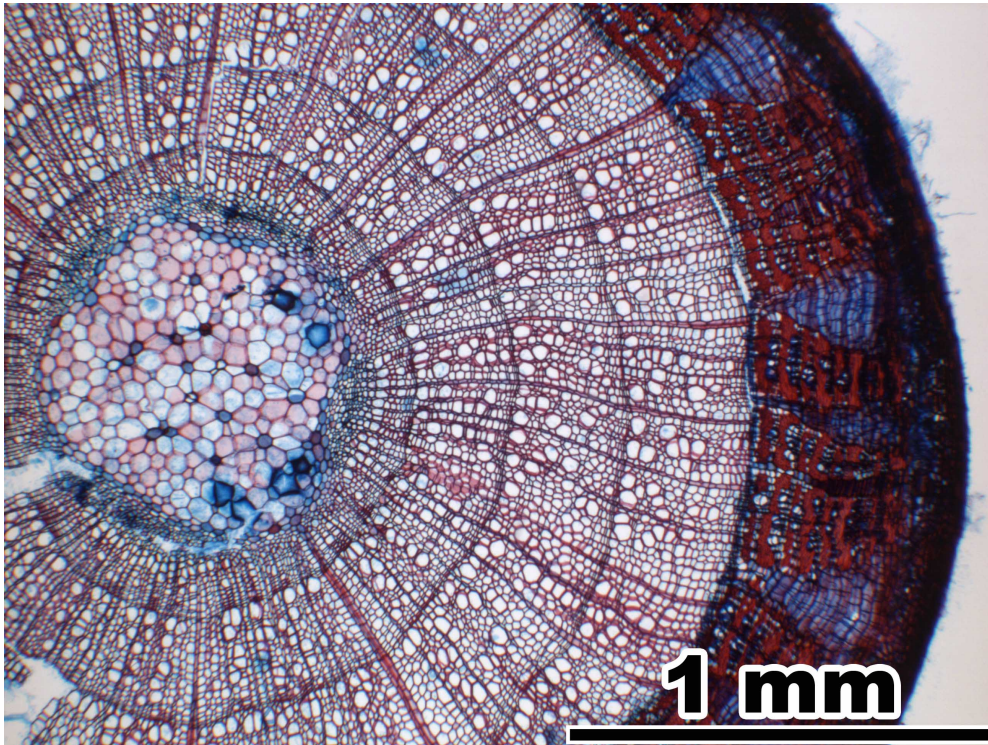


***Tilia cordata* MILLER**
(Malvaceae)



***Tilia platyphyllos* SCOP.**

(Malvaceae)



Tilia cordata MILLER, **Tilia platyphyllos** SCOP. (Malvaceae)

Pith

Transverse section (*T. c.* 1-5, *T. p.* 1-6)

Shape roundish (*T. c.* and *T. p.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with druses and/or with dark contents, cells of two different sizes present), with ducts and medullary sheath. Cell walls not lignified in some specimens, in others lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Large pith cells** (*T. c.* 3-5, *T. p.* 3-6) five- to eight-angled, 30-60 µm in diameter, double wall diameter <1 µm. Round to oval pits of <1-2.5 µm diameter (*T. c.* 3, *T. p.* 3). Most specimens with cells with druses. Many small and few medium-sized intercellulars. Some parenchyma cells show a circular arrangement (*T. c.* 5, *T. p.* 4-5), either with a cell with druse or with dark contents in the centre. **Small pith cells** (*T. c.* 3, 5, *T. p.* 4-5) round or angular, 20-30 µm in diameter, double wall diameter 2-3 µm. Round to oval pits of 2-3 µm diameter (*T. c.* 4: arrows, *T. p.* 4). Often with dark contents (*T. p.* 5). **Mucilage ducts** (*T. c.* 5: arrow, *T. p.* 1: three large ducts in upper half of pith) with diameters of 50-150 µm, with epithelial cells. **Medullary sheath cells** (*T. c.* 5, *T. p.* 6) oval, 20-40 µm in diameter, double wall diameter 1 µm, round pits of <1-1.5 µm diameter, some small intercellulars. Cells with druses may occur. In polarized light, the pith appears light with glowing druses, the medullary sheath glows faintly or appears dark (*T. c.* 2, *T. p.* 2).

Radial section (*T. c.* 6-9, *T. p.* 7-11)

Cells in straight axial rows (*T. c.* 6-7; 7 = 6 in xpl, *T. p.* 7-8; 8 = 7 in xpl). Cell walls not lignified in some specimens, in others lignified, or lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (*T. c.* 8-9, *T. p.* 9, 11) mostly angular, slightly radially elongated, square or axially elongated, 30-100 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls <1 µm. Round or narrow-oval pits of 1-4 µm diameter, pits tend to be arranged in short horizontal rows (*T. c.* 8, *T. p.* 9). Few small and some large axially oriented intercellulars. Most specimens with cells with druses, druses solitary and in axial multiples. **Pith cells with dark contents** (*T. c.* 8, *T. p.* 9) mostly rectangular, arranged in axial rows, axially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls <1-2 µm. Oval pits of 2-7 µm diameter. Straight axial **mucilage ducts** with epithelial cells (*T. p.* 10). **Medullary sheath cells** (*T. c.* 9, *T. p.* 11) rectangular, square to axially elongated, 20-50 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1 µm. Round to oval pits of 1-3 µm diameter. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*T. c.* 10-12, *T. p.* 12-14)

Surrounding the pith 3-7 large flat vascular bundles, in some specimens vascular bundles converge and form parts of a hollow cylinder. Primary xylem rarely interrupted by rays. Parenchyma cells oval or angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to four tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (*T. c.* 13-14, *T. p.* 15-16)

The first wood fibres of the secondary xylem have thickened cell walls (*T. c.* 13: between the arrows, *T. c.* 14, *T. p.* 16: between the arrows). Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows. Primary rays occur rarely.

Radial and tangential section (*T. c.* 15-16, *T. p.* 17-18)

Rays at the end of the first tree ring one to three cells wide and up to 50 cells high. High rays optionally with several multiseriate portions. Rays often show an irregular outline in tangential sections. Body ray cells procumbent, often with one row of upright marginal cells. Also present are small rays, uniseriate and two to 15 cells high, composed of upright cells.

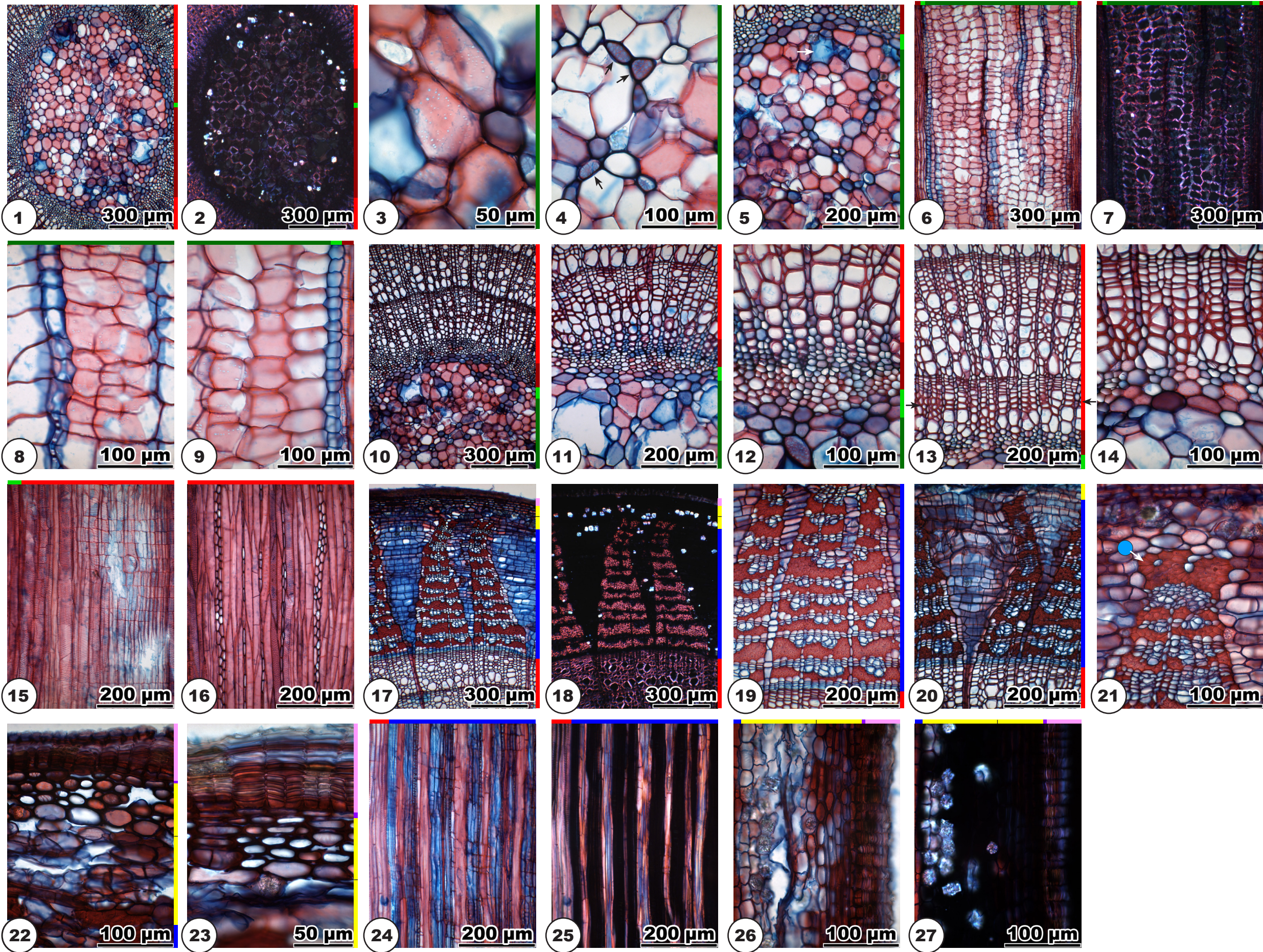
Bark

Transverse section (*T. c.* 17-23, *T. p.* 19-24)

Bark general view: *T. c.* 17-18; 18 = 17 in xpl, *T. p.* 19-20; 20 = 19 in xpl. **Phloem** (*T. c.* 19-21, *T. p.* 21-22) consists of sieve tube elements, parenchyma cells and fibre-sclereids. Sieve tube elements and parenchyma cells build tangential bands which alternate with fibre-sclereid bands (*T. c.* 19, *T. p.* 21). Near rays cells with polyhedral crystals may occur. No collapsed sieve tube elements present. Few ray parenchyma cells with druses. Strong ray dilatation by cell extension and cell augmentation (*T. c.* 17, 20, *T. p.* 22), leading to wedge-shaped rays. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (*T. c.* 21, *T. p.* 21). **Cortex** (*T. c.* 22-23, *T. p.* 23-24): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 20-50 µm in diameter, oval or irregular, large druses frequent, with large intercellulars. Outer cells thicker-walled, 10-30 µm in diameter, oval or angular, with tangential intercellulars. **Periderm** (*T. c.* 23, *T. p.* 23): phelloderm consists of one to two cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of flat thin-walled cork cells. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells thin-walled, with thick cuticula (*T. p.* 24).

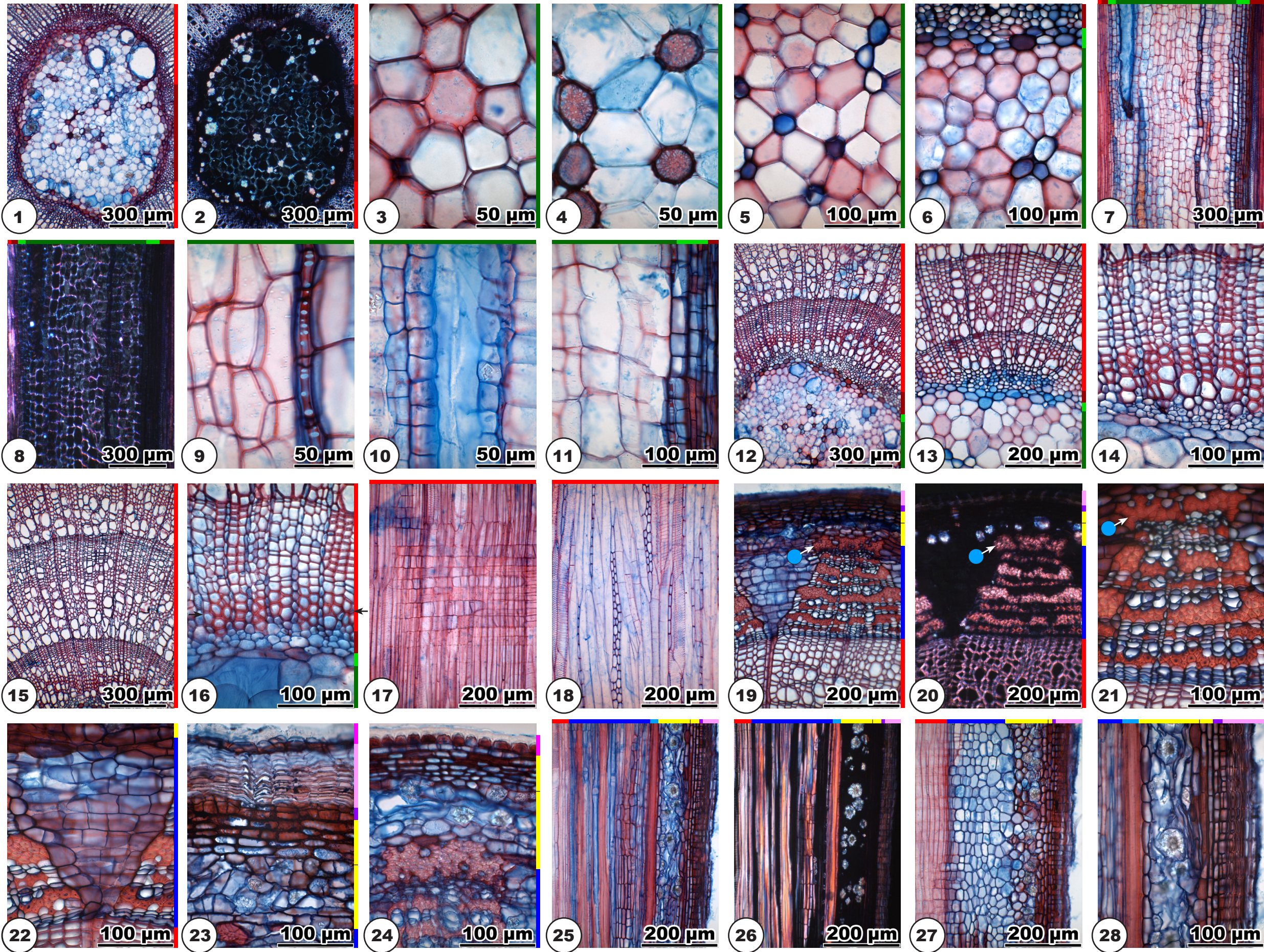
Radial section (*T. c.* 24-27, *T. p.* 25-28)

Phloem (*T. c.* 24-25; 25 = 24 in xpl, *T. p.* 25-26; 26 = 25 in xpl) with axial bands of fibre-sclereids (*T. c.* 25 and *T. p.* 26: fibre-sclereids appear light in polarized light). Rays with large angular cells (*T. p.* 27). **Cortex** (*T. c.* 26-27; 27 = 26 in xpl, *T. p.* 28) with large druses in the inner cortex cells. **Periderm** (*T. c.* 26, *T. p.* 27-28): phellem with thin-walled axially elongated cork cells.



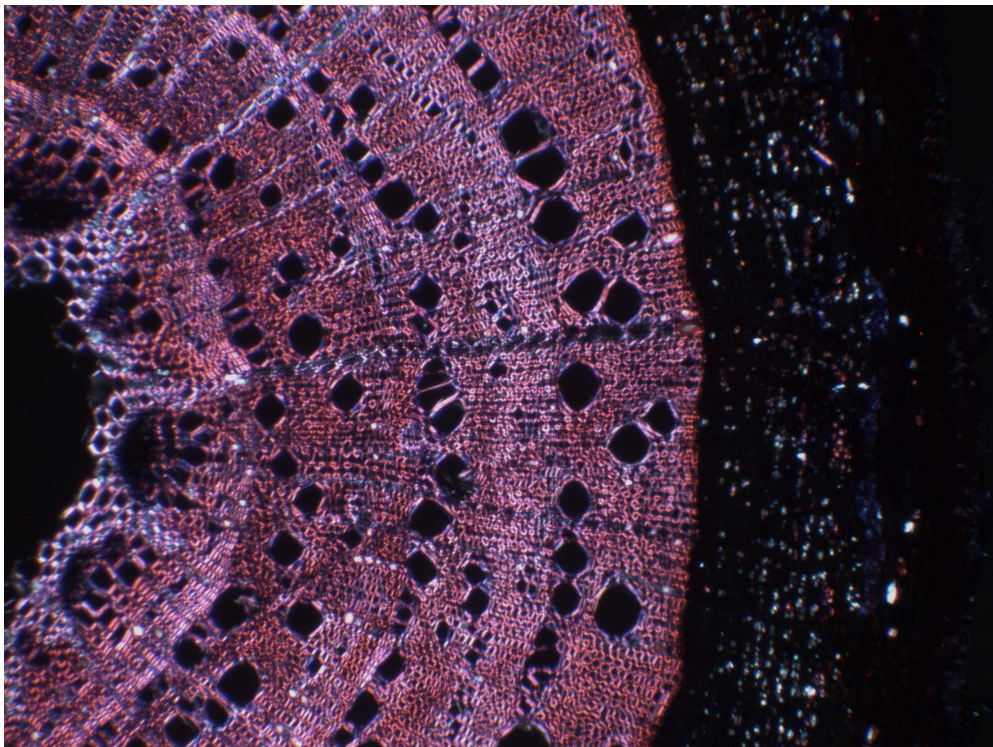
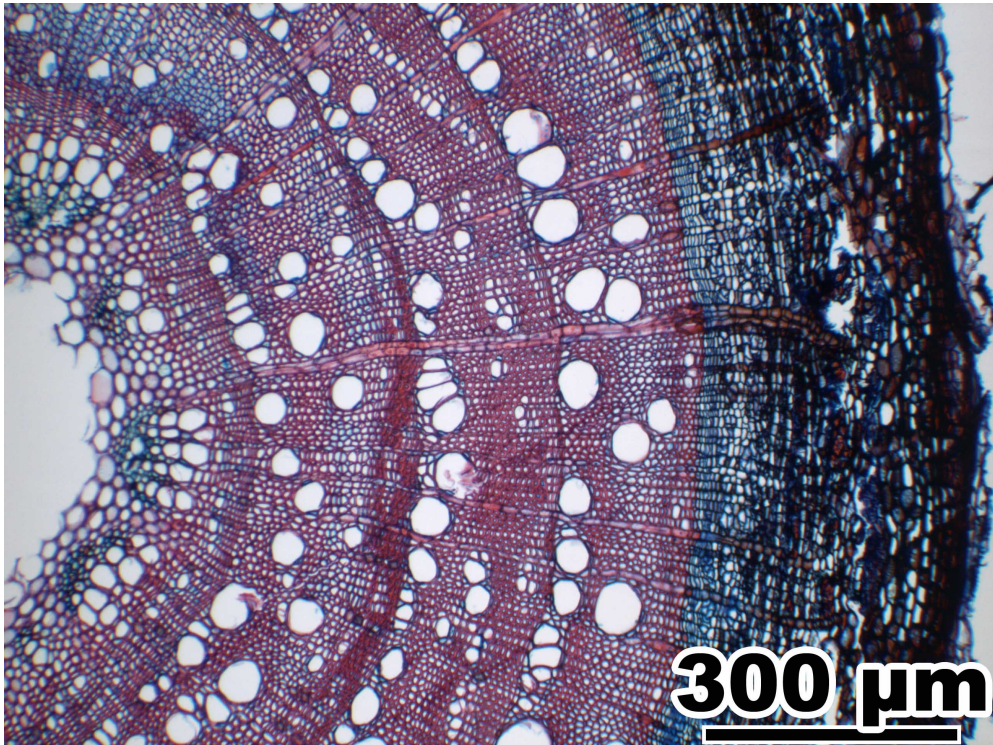
Tilia platyphyllos Scop.

Malvaceae



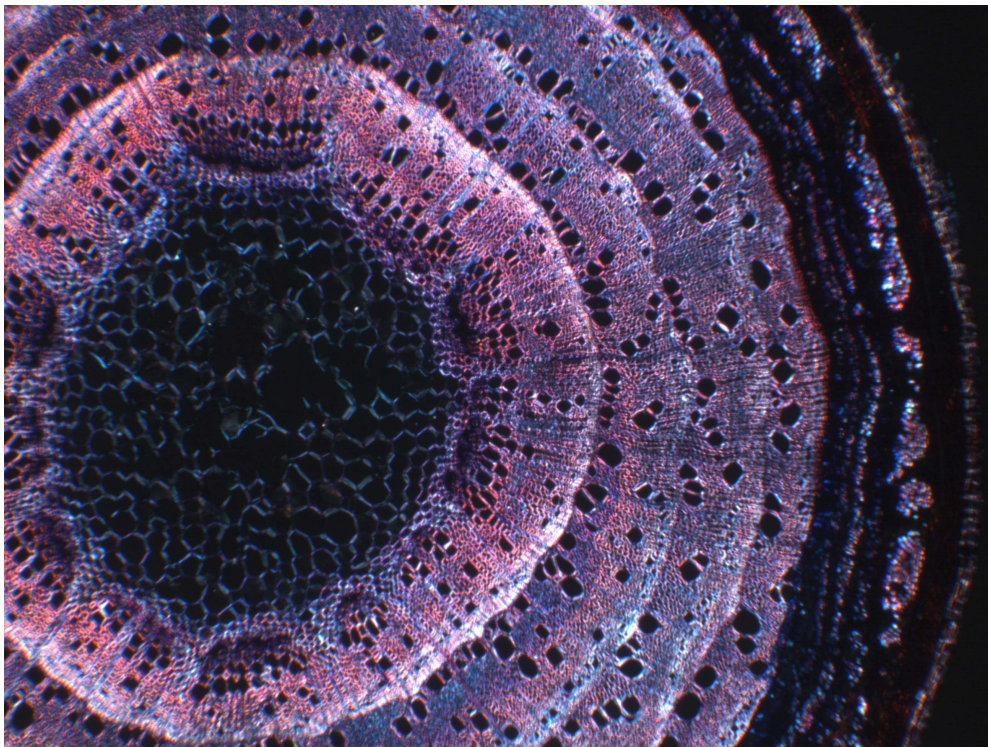
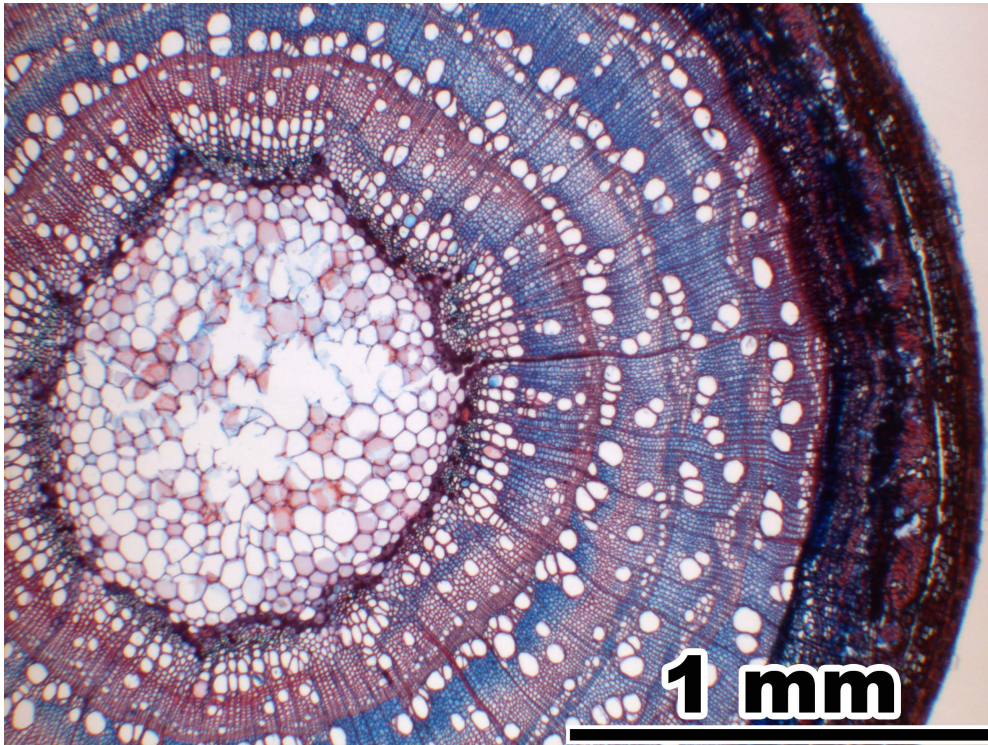
***Ulmus carpinifolia* GLEDITSCH.**

(Ulmaceae)



***Ulmus glabra* HUDS.**

(Ulmaceae)



Ulmus carpinifolia GLEDITSCH., **Ulmus glabra** HUDS. (**Ulmaceae**)

Pith

Transverse section (*U. c.* 1-6, *U. g.* 1-5)

Shape round or oval, with wavy outline (*U. c.* and *U. g.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (mucilage cells present, some specimens with polyhedral crystals), with medullary sheath. All cell walls lignified except mucilage cells. **Pith cells** (*U. c.* 3-6, *U. g.* 3-4) angular with five to eight angles, 40-100 µm in diameter, double wall diameter 1-1.5 µm. Round pits of 1-2 µm diameter (*U. c.* 3, *U. g.* 3). Some specimens with polyhedral crystals. Many small intercellulars. In most specimens mucilage cells are present (*U. c.* 4-5: arrow), all specimens show mucilage marks. **Medullary sheath cells** (*U. c.* 6, *U. g.* 5) round to oval, 20-60 µm in diameter, double wall diameter 3-6 µm. Round pits of 1-2 µm diameter. Many small intercellulars. Some specimens show medullary sheath cells filled with dark stained substances (*U. g.* 5). In polarized light, pith and medullary sheath appear light (*U. c.* 2, *U. g.* 2).

Radial section (*U. c.* 7-12, *U. g.* 6-10)

Cells in straight or undulating axial rows (*U. c.* 7-8; 8 = 7 in xpl, *U. g.* 6-7; 7 = 6 in xpl). All cell walls lignified except mucilage cells. **Pith cells** (*U. c.* 9-12, *U. g.* 8-10) rectangular, square to axially elongated, 40-100 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-1.5 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter, narrow oval pits up to 5 µm (*U. c.* 9, *U. g.* 10). Some specimens with polyhedral crystals (twins) (*U. g.* 8-9; 9 = 8 in xpl: crystals glow in polarized light). No intercellulars. Mucilage cells solitarily (*U. c.* 10-11: blue stained cells). **Medullary sheath cells** (*U. c.* 10-12, *U. g.* 10) rectangular, square or axially elongated, 20-60 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 3-6 µm. Round pits of 1-2 µm diameter. No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*U. c.* 13-16, *U. g.* 11-13)

Surrounding the pith 7-15 vascular bundles, in some specimens several vascular bundles converge and form parts of a hollow cylinder. Parenchyma cells oval or angular, in irregular arrangement, cell walls lignified or non lignified. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of two to three tracheae per row. Some metaxylem tracheae filled with tannins.

Secondary xylem

Transverse section (*U. c.* 17, *U. g.* 14)

First tree ring ring-porous or diffuse-porous. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (*U. c.* 18-19, *U. g.* 15-16)

Rays at the end of the first tree ring uni- or biseriate and four to 30 cells high. All ray cells procumbent, or radial rows of procumbent and of square to axially elongated cells intermixed.

Bark

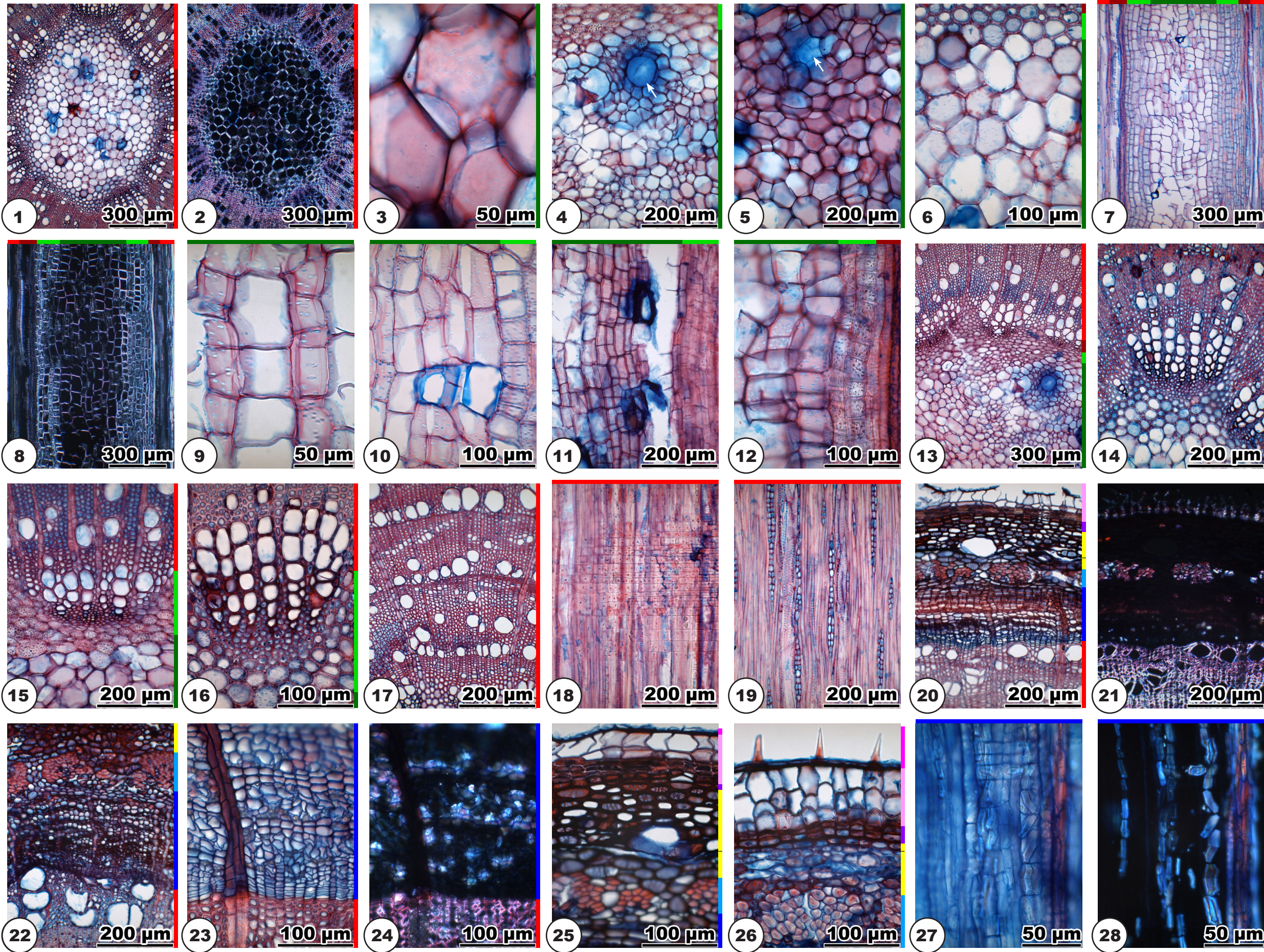
Transverse section (*U. c.* 20-26, *U. g.* 17-22)

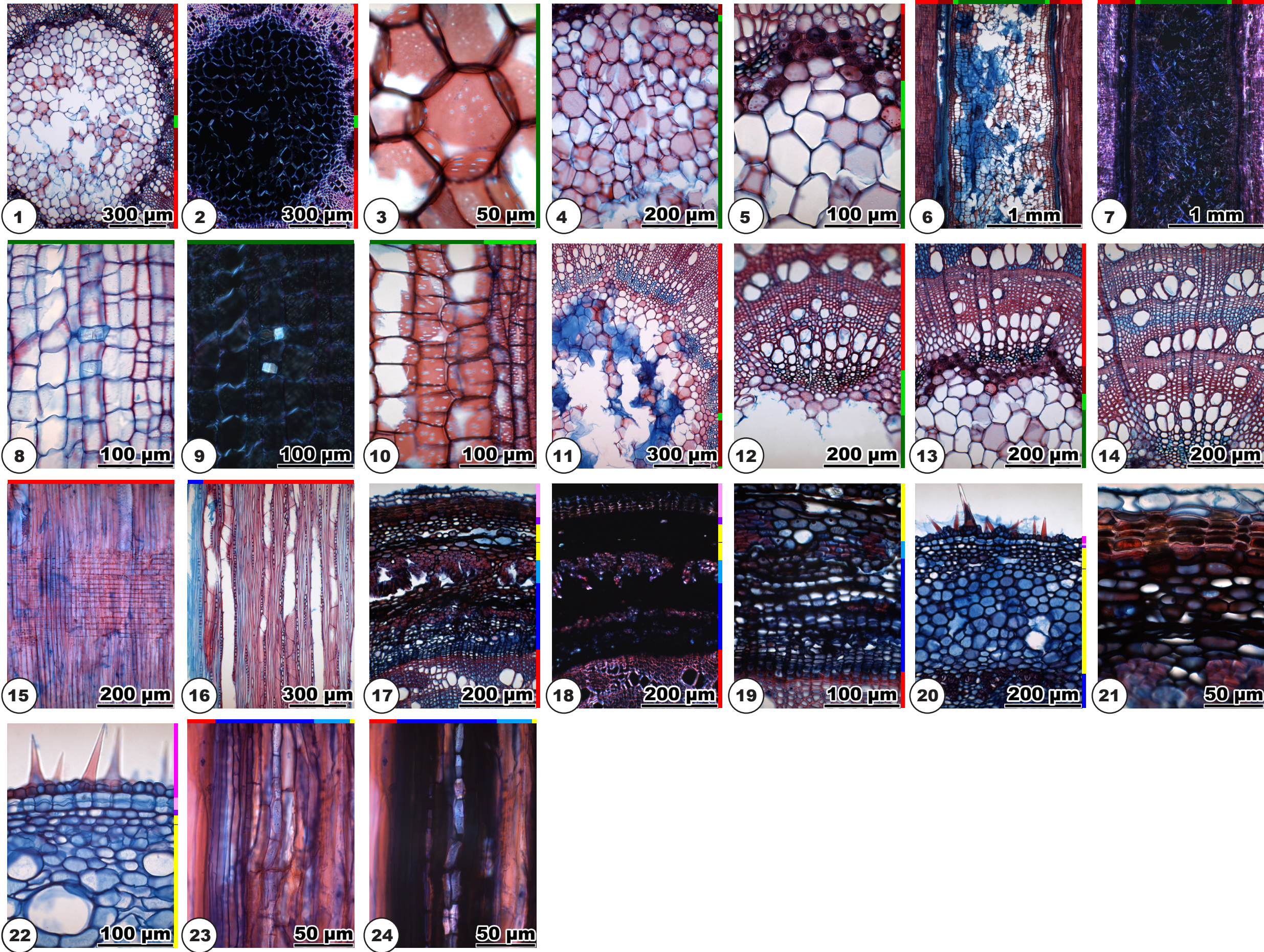
Bark general view: *U. c.* 20-21; 21 = 20 in xpl, *U. g.* 17-18; 18 = 17 in xpl. **Phloem** (*U. c.* 22-24, *U. g.* 19) consists of sieve tube elements and parenchyma cells building alternating

tangential bands (*U. c.* 22-23, *U. g.* 19). Sieve tube elements collapse early and may then contain polyhedral crystals (*U. c.* 23-24; 24 = 23 in xpl: crystals glow in polarized light). Weak ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids or a band of fibre-sclereids (*U. c.* 22, *U. g.* 17). **Cortex** (*U. c.* 25, *U. g.* 20): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells 20-50 µm in diameter, oval, with many intercellulars, secretory ducts present. Outer cells thick-walled, 20-40 µm in diameter, oval, few polyhedral crystals, no intercellulars. **Periderm** (*U. c.* 25-26, *U. g.* 21): phelloderm consists of one to three cell layers of flat cells, phellem consists of some layers of flat stained cork cells, adjacent to the outside some layers of thin-walled angular cork cells. The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells thin-walled, with short hairs (*U. c.* 26, *U. g.* 20, 22).

Radial section (*U. c.* 27-28, *U. g.* 23-24)

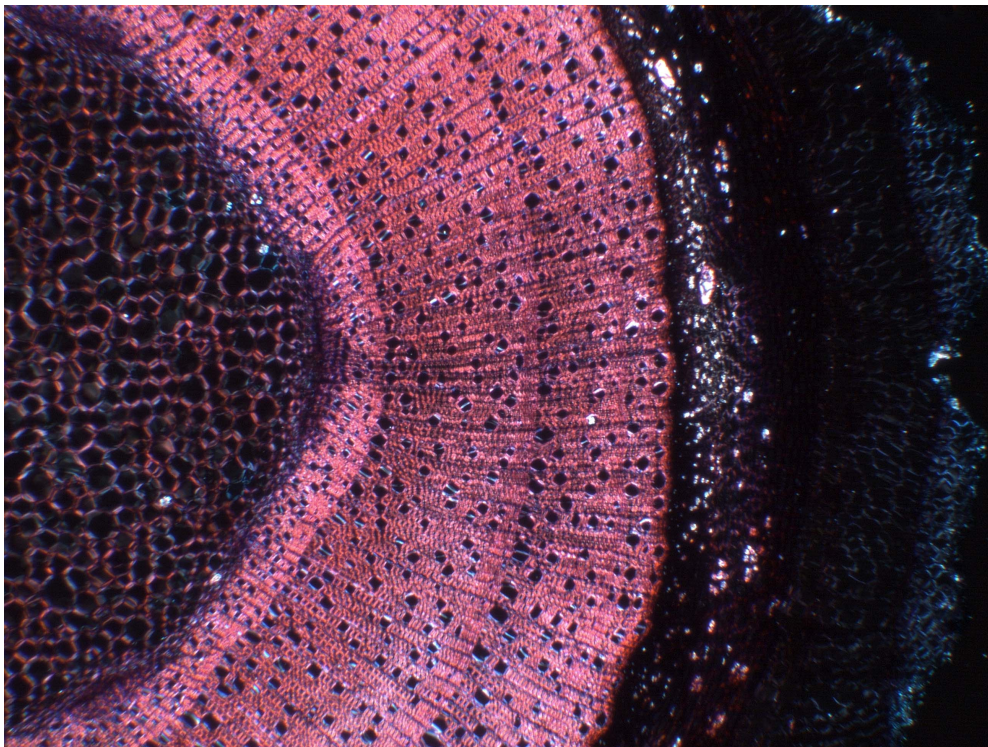
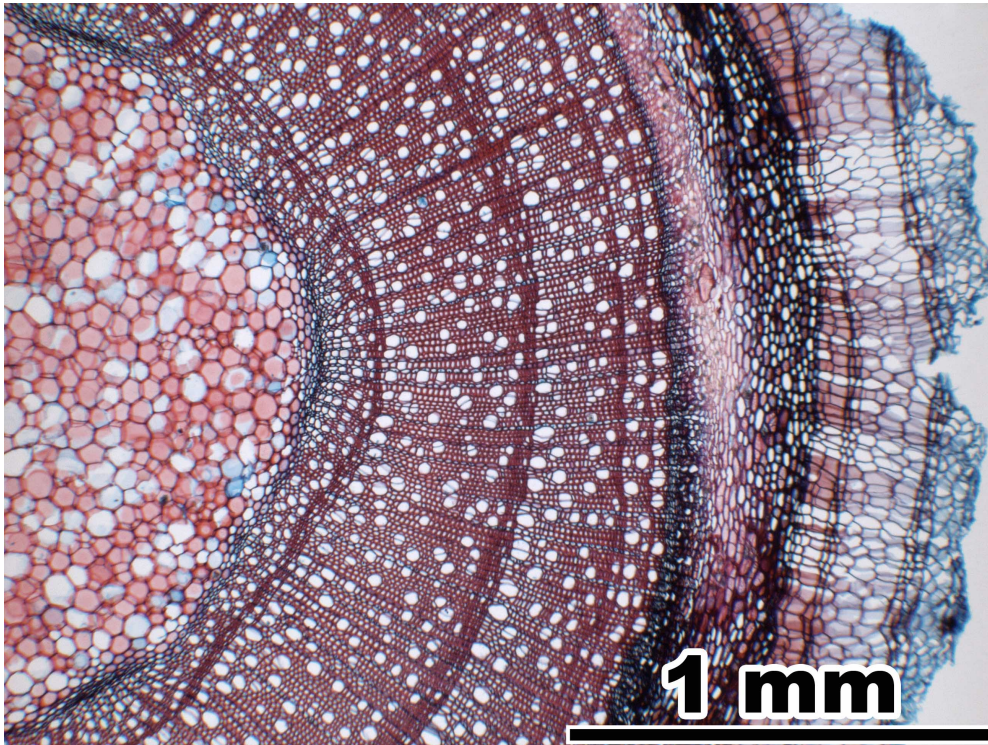
Phloem with axial multiples of cells with large polyhedral crystals (twins) (*U. c.* 27-28; 28 = 27 in xpl and *U. g.* 23-24; 24 = 23 in xpl: crystals glow in polarized light).





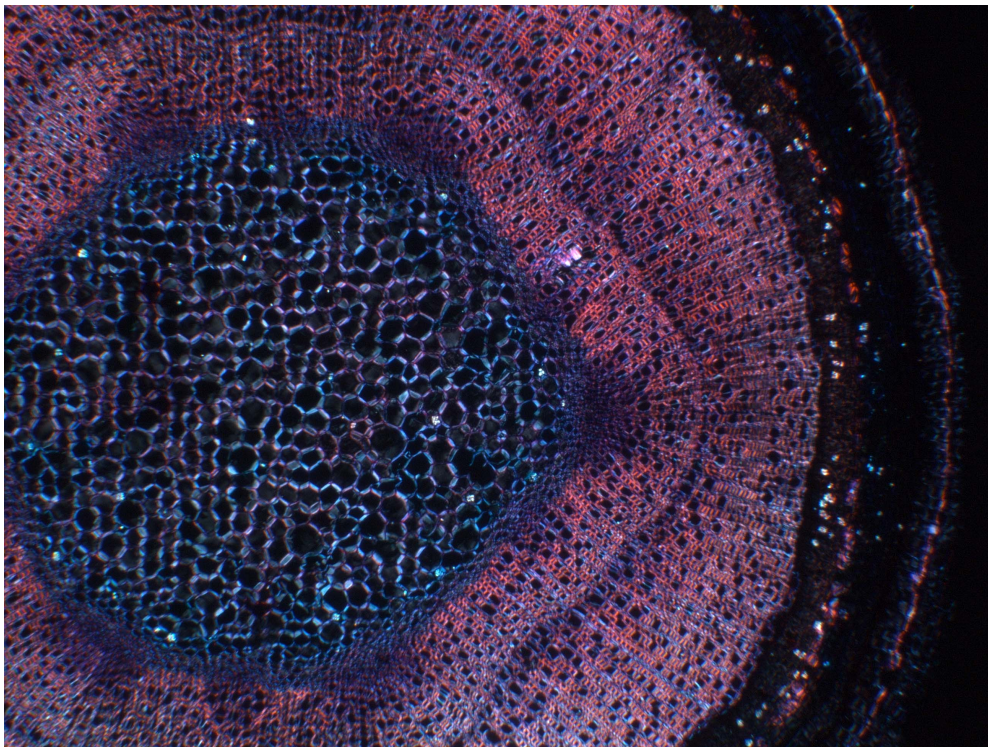
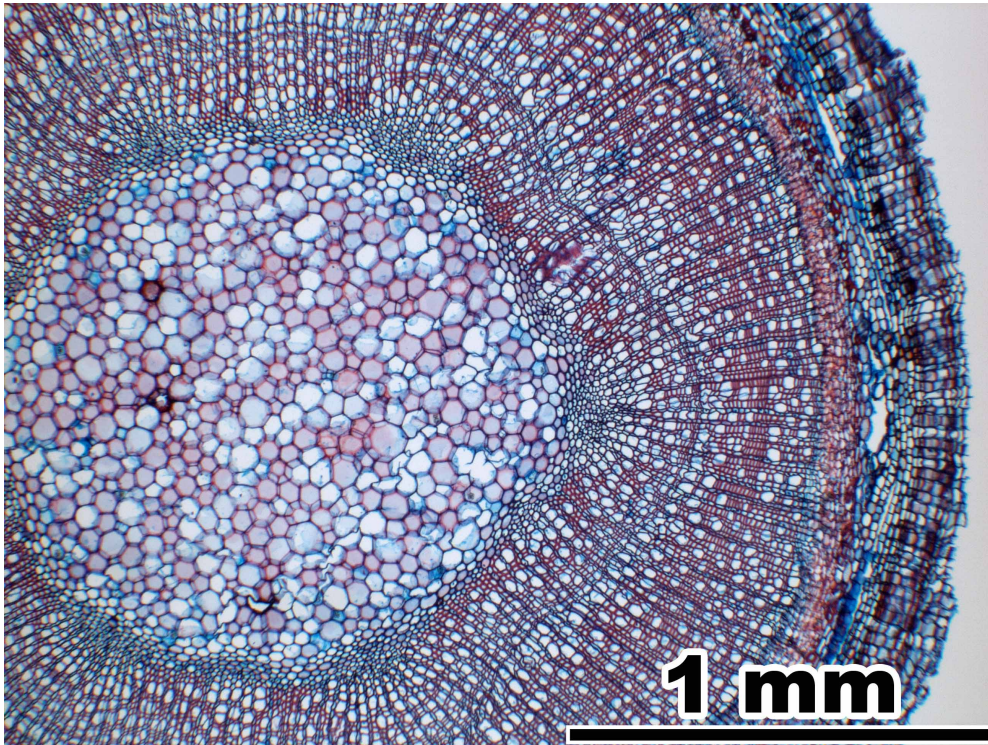
Viburnum lantana L.

(Adoxaceae)



Viburnum opulus L.

(Adoxaceae)



Viburnum lantana L., Viburnum opulus L. (Adoxaceae)

Pith

Transverse section (*V. l.* 1-5, *V. o.* 1-5)

Shape hexagonal to roundish (*V. l.* and *V. o.* 1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular (some cells with small druses, some specimens with tannine idioblasts), with medullary sheath. All cell walls lignified (except some cells with druses). **Pith cells** (*V. l.* 3-4, *V. o.* 3-4) round or five- to eight-angled, 30-130 µm in diameter, double wall diameter 1-1.5 µm. Round pits of <1-2 µm diameter (*V. l.* 4, *V. o.* 4). Cells with druses or tannine idioblasts arranged all over the sections (*V. l.* 3). Some to many small and few medium-sized intercellulars. Most specimens show parenchyma cells with circular arrangement (*V. l.* 3, *V. o.* 3). **Medullary sheath cells** (*V. l.* 5, *V. o.* 3, 5) oval, 15-60 µm in diameter, double wall diameter 2.5-7 µm. Many round pits of 1-3 µm diameter. Many small intercellulars. In polarized light, pith and medullary sheath appear light, with glowing druses (*V. l.* 2, *V. o.* 2).

Radial section (*V. l.* 6-10, *V. o.* 6-10)

Cells in straight or undulating axial rows (*V. l.* 6-7; 7 = 6 in xpl, *V. o.* 6-8; 7 = 6 in xpl), optionally arranged irregularly towards the pith's centre (*V. l.* 8, *V. o.* 6). All cell walls lignified (except some cells with druses). **Pith cells** (*V. l.* 8-9, *V. o.* 8-9) angular, radially elongated, square or axially elongated, 30-70 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-3 µm. Round to oval pits of 1-3 µm diameter, often arranged in short horizontal rows (*V. l.* 9, *V. o.* 9). Few small intercellulars. Few cells with a small druse, cells with druses arranged solitary or in axial multiples. Some specimens show tannine idioblasts in axial multiples (*V. l.* 6). **Medullary sheath cells** (*V. l.* 10, *V. o.* 10) rectangular, square or axially elongated, 20-70 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2.5-7 µm. Many round pits of 2-3 µm diameter. Few small intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (*V. l.* 11-13, *V. o.* 11-12)

Surrounding the pith 8-18 vascular bundles, often the six vascular bundles in the pith's angles more striking than the others. Parenchyma cells round to oval, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements arranged in radial seriation of three to five tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (*V. l.* 14, *V. o.* 13)

First tree ring like the later tree rings. Radial rows of tracheae continue the metaxylem tracheae rows.

Radial and tangential section (*V. l.* 15-16, *V. o.* 14-15)

Rays at the end of the first tree ring uniseriate and three to 20 cells high. All ray cells axially elongated. Body ray cells develop from the second year on, rarely already at the end of the first year.

Bark

Transverse section (*V. l.* 17-25, *V. o.* 16-25)

Bark general view: *V. l.* 17-18; 18 = 17 in xpl, *V. o.* 16-17; 17 = 16 in xpl. **Phloem** (*V. l.* 19-20; 20 = 19 in xpl, *V. o.* 18-20; 19 = 18 in xpl) consists of sieve tube elements and parenchyma

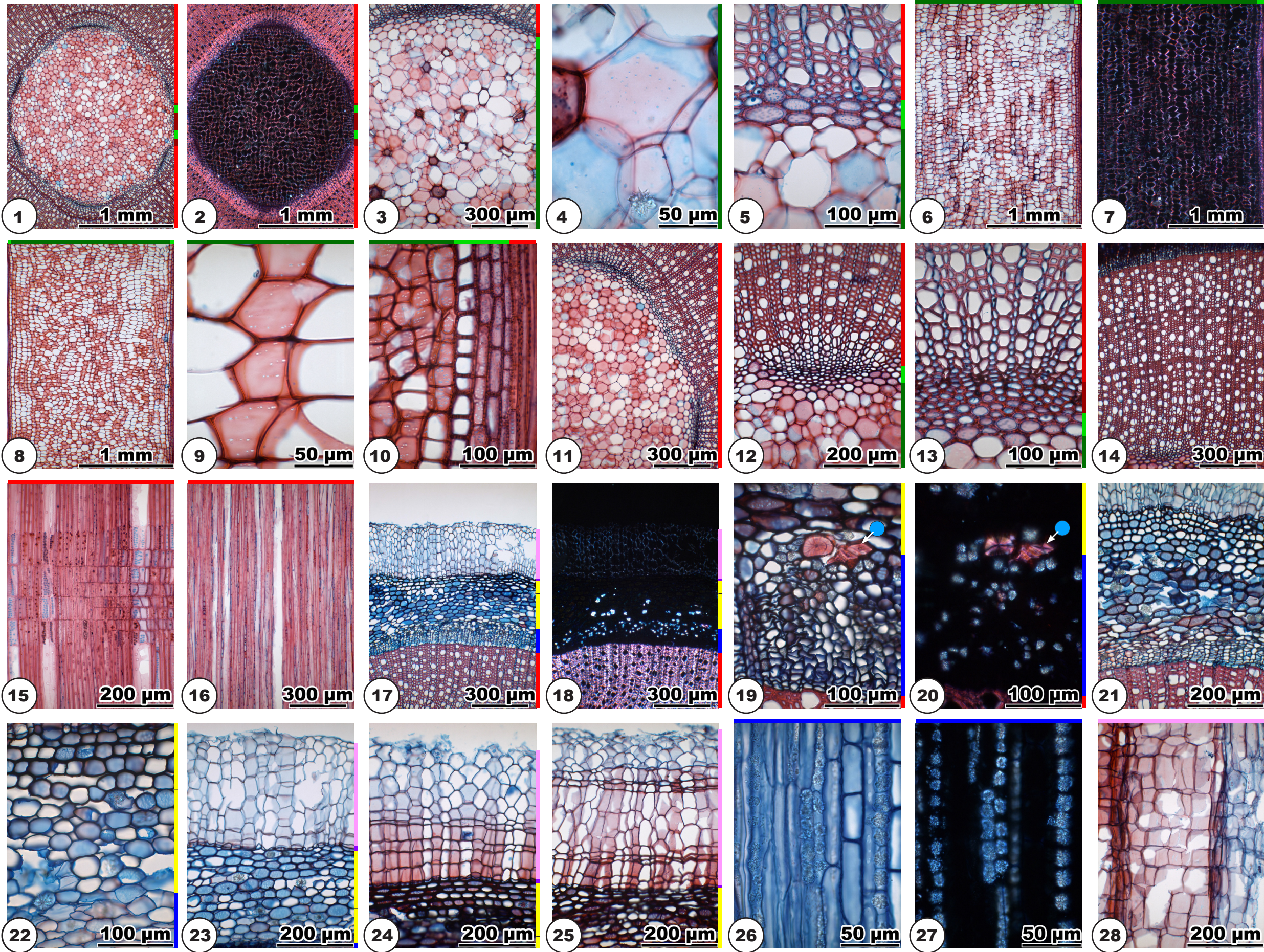
cells in tangentially irregular arrangement, optionally sclereids present (V. o. 18-19; 19 = 18 in xpl, sclereids glow red in polarized light). Collapsed sieve tube elements present (V. o. 20). In the nonconducting phloem many parenchyma cells with druses (V. l. 19-20; 20 = 19 in xpl, V. o. 18-19; 19 = 18 in xpl, druses glow clear blue in polarized light). Rarely druses in ray cells. Weak ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as few fibre-sclereids, either individually or in small groups (V. l. 19, V. o. 16, 20). **Cortex** (V. l. 20-23, V. o. 21-22): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 20-60 µm in diameter, oval, druses frequent, with large intercellulars. Outer cells mostly thick-walled, 15-45 µm in diameter, rectangular (in one- and two-year-old twigs, V. l. 21-23, V. o. 20) or oval (in older twigs, V. l. 24-25), no intercellulars. **Periderm** (V. l. 23-25, V. o. 23-24; 24 = 23 in xpl): phelloderm consists of one to two cell layers of flat cells, phellem consists of several layers of large thin-walled cork cells and tangential bands with flattened cells (with thickened tangential cell walls in *V. opulus*, V. o. 23-24). In the first two years the phellem cells are six-angled and non lignified (V. l. 23). Later formed phellem cells are rectangular and lignified (V. o. 23), the outmost cells gradually get delignified and six-angled (V. l. 24-25). The initial periderm is built between cortex and epidermis. **Epidermis** cells thin-walled (V. o. 25). Epidermis rarely fragmentarily present in one- or two-year-old specimens.

Radial section (V. l. 26-28, V. o. 26-28)

Phloem (V. l. and V. o. 26-27; 27 = 26 in xpl): chambered parenchyma cells and parenchyma strands with several druses in axial arrangement. **Periderm** (V. l. 28, V. o. 28): Phellem: thin-walled square cork cells, with axial bands with flattened cells (with thickened tangential cell walls in *V. opulus*).

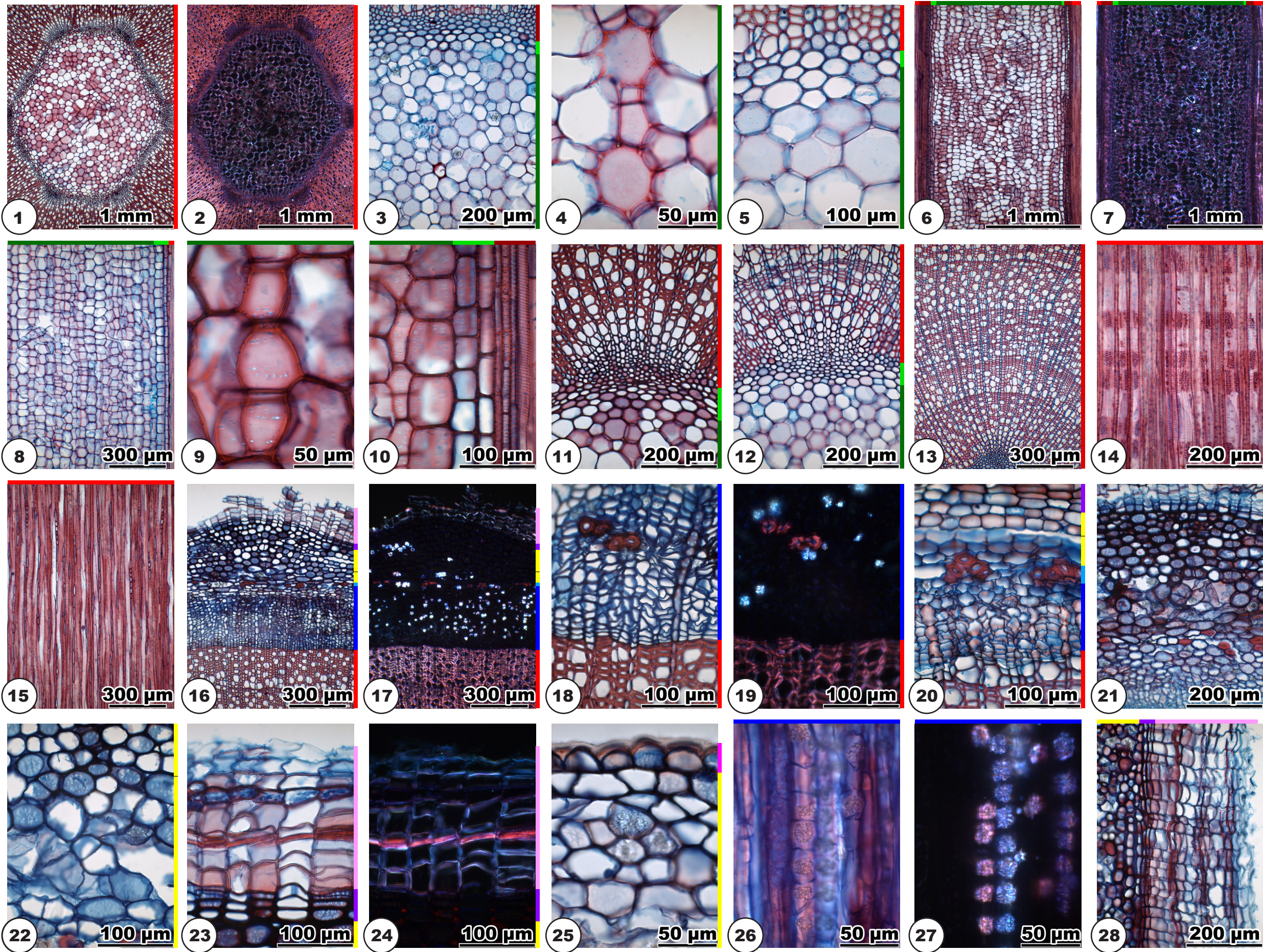
Viburnum lantana L.

Adoxaceae



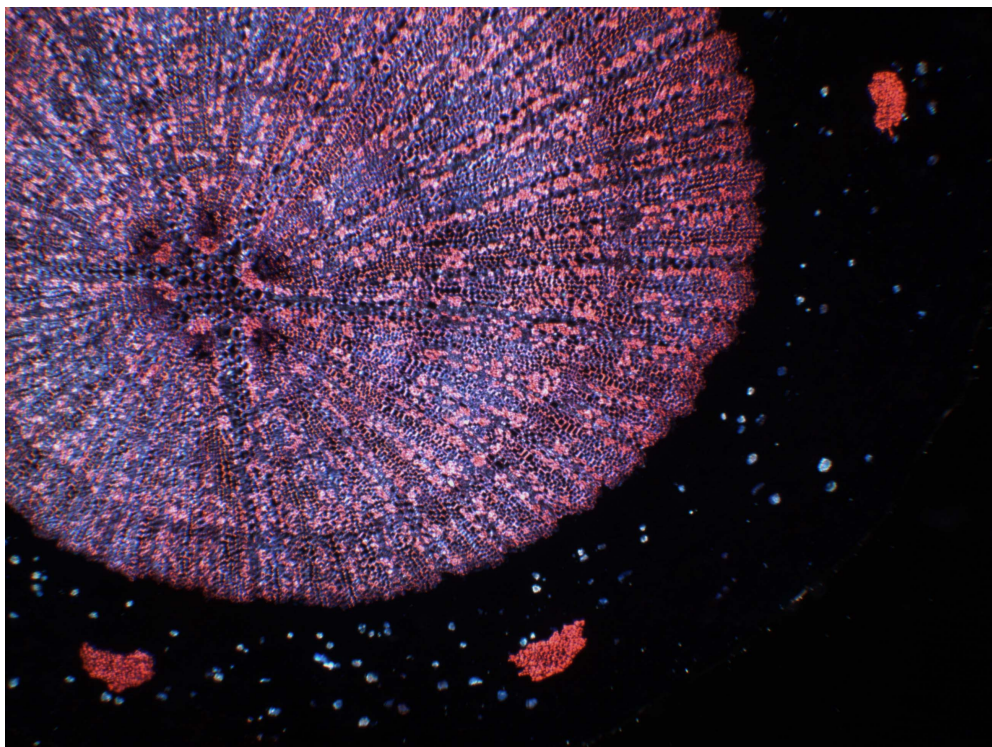
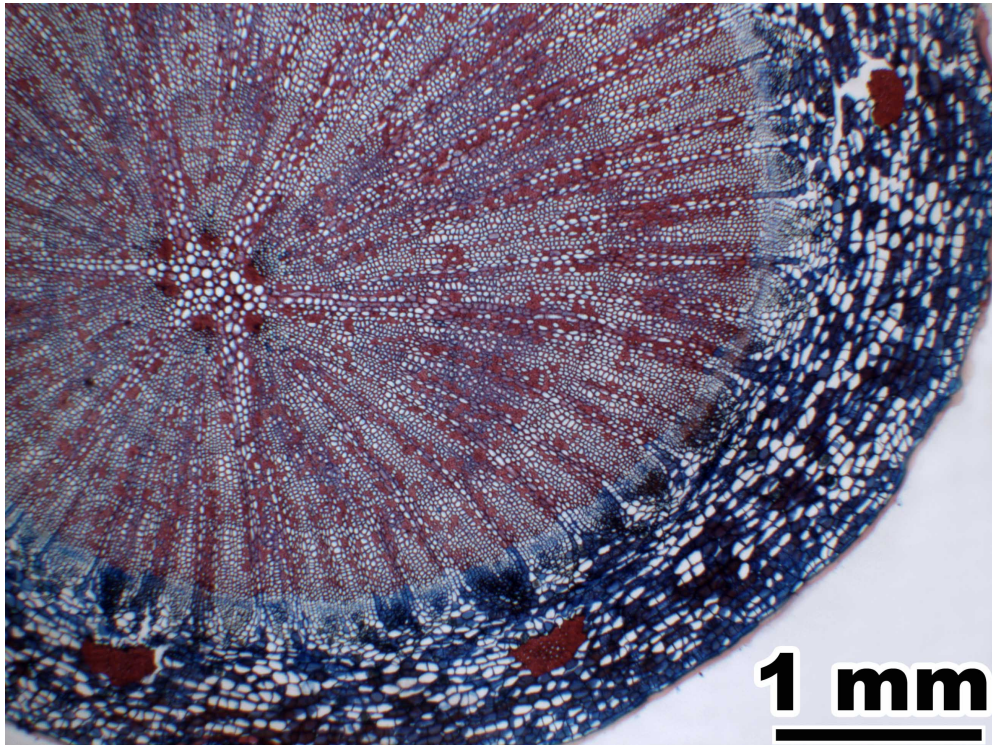
Viburnum opulus L.

Adoxaceae



Viscum album L.

(Loranthaceae)



Viscum album L. (Loranthaceae)

Pith

Transverse section (1-6)

Shape round to star-shaped (1-4; 2 = 1 in xpl, 4 = 3 in xpl). Pith heterocellular (few cells with crystals). Cell walls not lignified in some specimens, in others lignified, or lignified and non lignified cells intermixed or in patches. **Lignified cells** (1, 3, 5-6) round to oval, 30-70 µm in diameter, double wall diameter 4-11 µm, many walls with irregular appositions (5: arrow). Round or oval pits of 1-5 µm diameter (6). Few cells with druses or polyhedral crystals. Few small intercellulars. **Non lignified cells** (3, 6) round to oval, 30-70 µm in diameter, double wall diameter 2-4 µm. Round or oval pits of 1-5 µm diameter (6). Few cells with druses or polyhedral crystals. Many small, some medium-sized and large intercellulars. In polarized light, the lignified cells appear light and the non lignified cells dark (2, 4).

Radial section (7-10)

Cells in straight or undulating axial rows or arranged irregularly (7-8; 8 = 7 in xpl). All cell walls lignified, or patches of lignified and non lignified cells intermixed. **Lignified cells** (7, 9-10) rectangular, radially elongated, square or axially elongated, 30-80 µm in axial dimension, double wall diameter 4-11 µm, many walls with irregular appositions (9). Oval to narrow oval pits of 2-5 µm diameter (9). Few cells with druses or polyhedral crystals. Few small intercellulars. **Non lignified cells** (7, 10) rectangular, radially elongated, square or axially elongated, 30-80 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 2-4 µm. Round to oval pits of 1-4 µm diameter (10). Few cells with druses or polyhedral crystals. Many small, some medium-sized and large intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (11-13)

Primary xylem distributed in a hollow cylinder around the pith only interrupted by rays. Parenchyma cells sclerotized, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements hardly ever visible (12: arrows), metaxylem tracheary elements recognizable by tiny helical thickenings (13: arrows) and/or thickened cell walls.

Secondary xylem

Transverse section (14)

First tree ring like the later tree rings.

Radial and tangential section (15-17)

First tree ring like the later tree rings. Fibres surrounding the rays glow in polarized light (16-17; 17 = 16 in xpl).

Bark

Transverse section (18-26)

Bark general view: 18-19; 19 = 18 in xpl. **Phloem** (20-23) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement (21). Few collapsed sieve tube elements present. Ray parenchyma cells optionally with druses. Ray dilatation by cell extension (22). Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids, in the twig's first year connected to the phloem tissue (23), later disconnected (20, see also foto on previous page). **Cortex** (24) with oval cells, 50-120 µm in diameter, some large druses, many intercellulars.

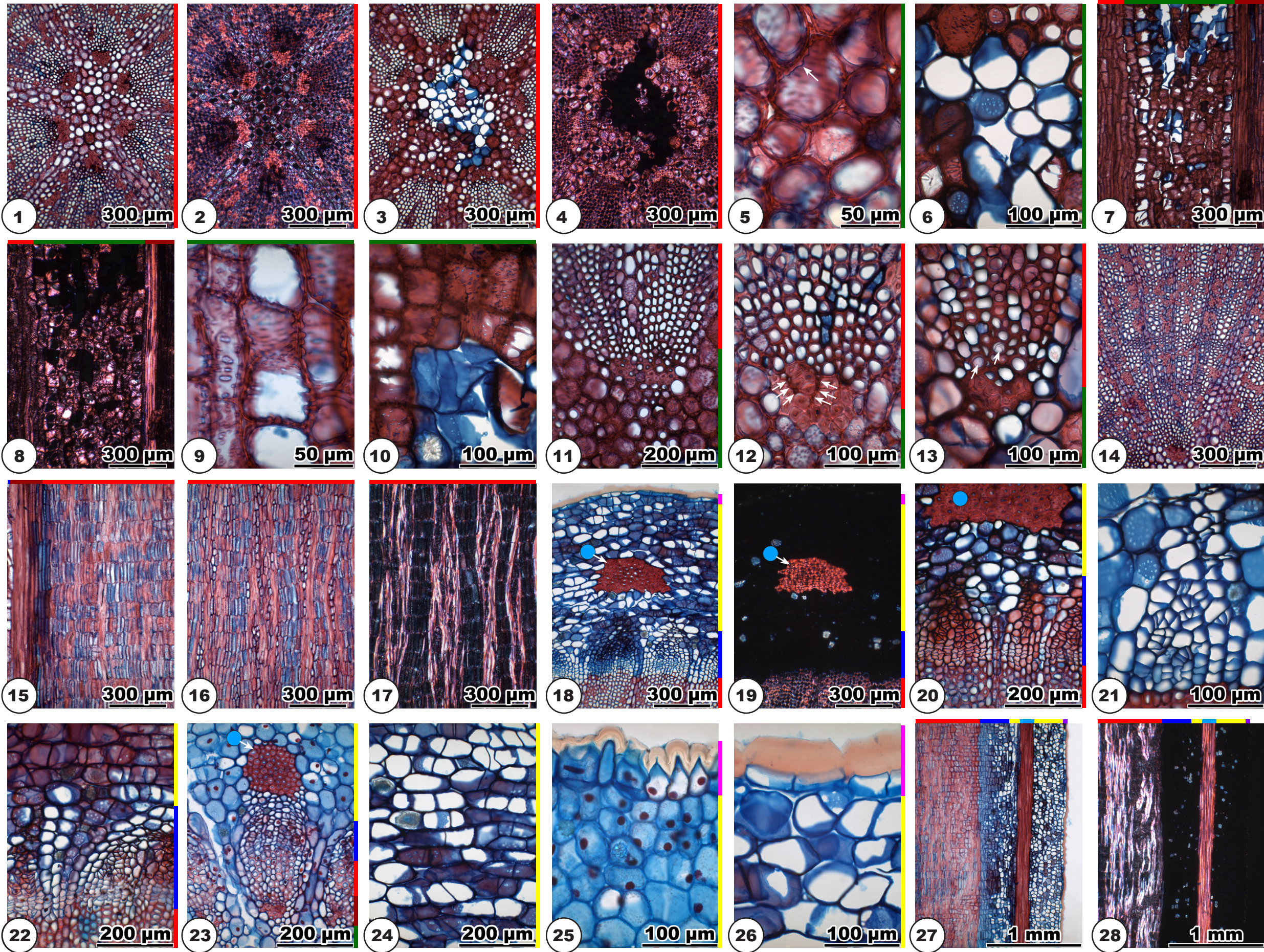
No **periderm**. **Epidermis** cells (25-26) thin-walled, with thick cuticula. In twigs older than one year the epidermis cells divide anticlinal (25: one-year-old specimen, 26: four-year-old specimen).

Radial section (27-28)

Phloem rays and **cortex** (27-28; 28 = 27 in xpl) with large druses, no druses in the outmost cortex cell layers.

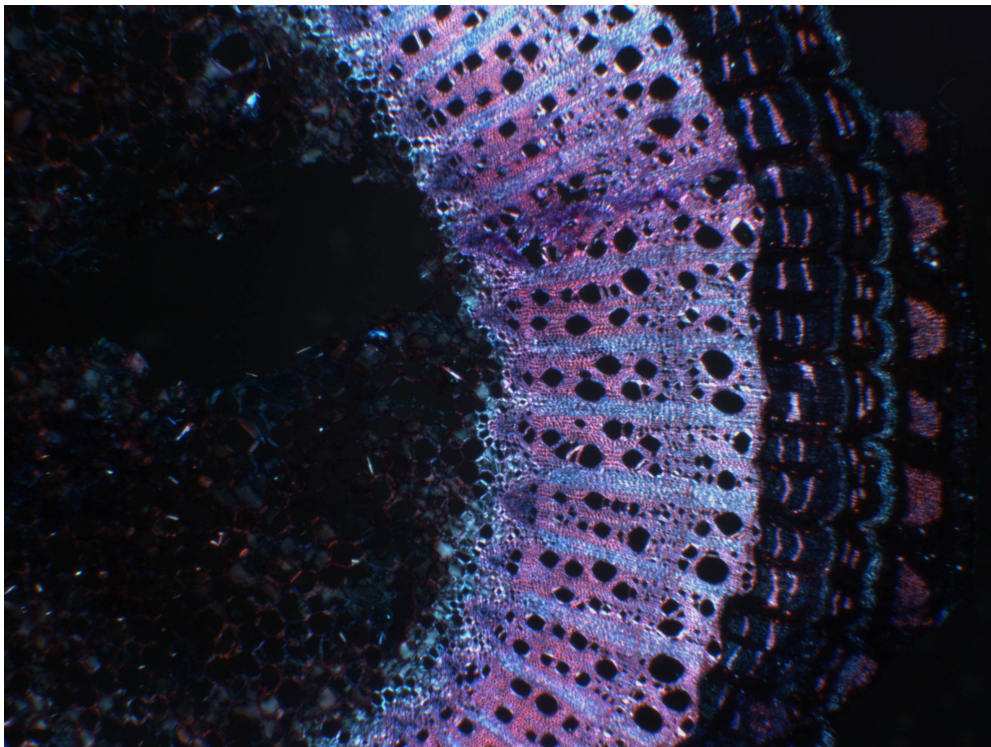
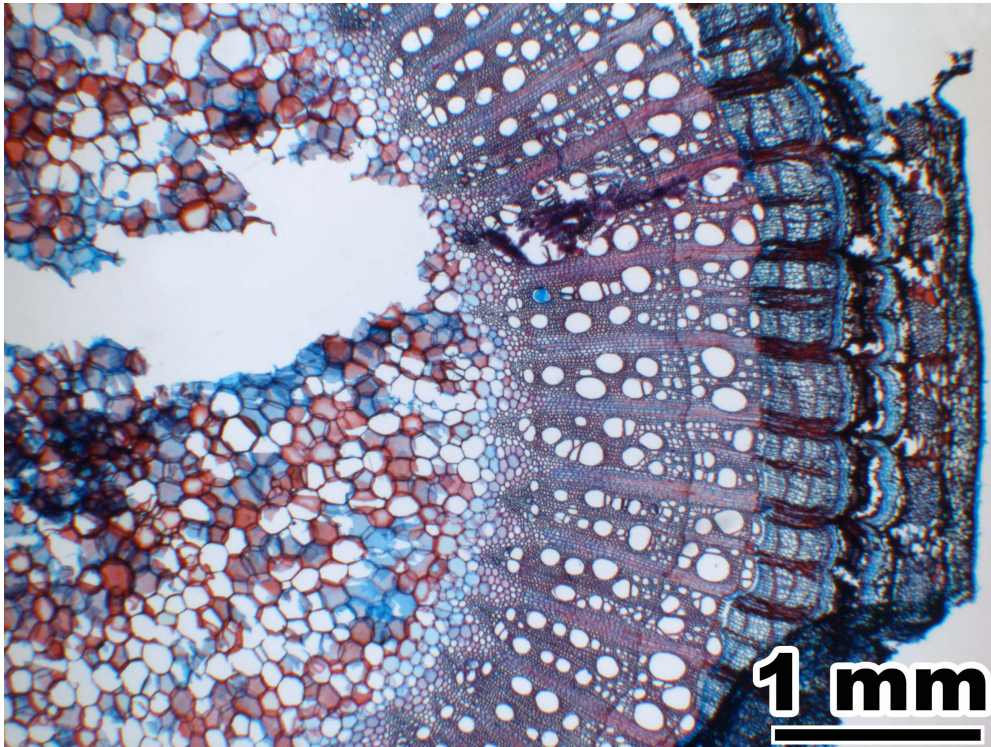
Viscum album L.

Loranthaceae



***Vitis vinifera* L.**

(Vitaceae)



Vitis vinifera L. (Vitaceae)

Pith

Transverse section (1-7)

Shape roundish, with wavy outline (1-2; 2 = 1 in xpl). Pith heterocellular or homocellular (some specimens with cells with raphides), with medullary sheath (may be indistinct). Lignified and non lignified cells intermixed (3). **Pith cells** (3-5) roundish or five- to seven-angled, 60-180 µm in diameter, double wall diameter 1-2 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter (4). Few cells filled with raphides (5). Cells with dark stained contents may occur. Many small intercellulars. In some specimens some parenchyma cells show a circular arrangement. **Medullary sheath cells** (6-7; 7 = 6 in xpl) roundish or five- to seven-angled, 60-120 µm in diameter, double wall diameter 1-3 µm. Round to oval pits of 1-2 µm diameter. Cells with raphides may occur. Many small intercellulars. The pith appears dark in polarized light, the medullary sheath light (2, 7).

Radial section (8-12)

Cells in straight axial rows (8-9; 9 = 8 in xpl). Lignified and non lignified cells intermixed. **Pith cells** (10-11) angular, radially elongated to square, 30-100 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-2 µm. Round or oval pits of 2-7 µm diameter (10). Many small intercellulars. Few cells filled with raphides. **Medullary sheath cells** (11-12) angular or rectangular, radially elongated to square, 30-80 µm in axial dimension, double wall diameter in horizontal walls 1-3 µm. Round or oval pits of 1-3 µm diameter. Cells with raphides may occur (12: arrow). No intercellulars.

Primary xylem

Transverse section (13-15)

Surrounding the pith 35-45 vascular bundles. Parenchyma cells oval or angular, in irregular arrangement. Crushed protoxylem tracheary elements visible as dots or lines. Metaxylem tracheary elements solitarily in irregular arrangement and in radial seriation of two to four tracheae per row.

Secondary xylem

Transverse section (16)

First tree ring diffuse-porous or ring-porous, vessels may be smaller and less numerous.

Radial and tangential section (17-18)

Rays at the end of the first tree ring three to eight cells wide and very high. All ray cells radially elongated.

Bark

Transverse section (19-26)

Bark general view: 19-20; 20 = 19 in xpl. The bark shows an annual ring like structure, only the youngest phloem ring is conducting. **Phloem** (20-24) consists of sieve tube elements and parenchyma cells in tangentially irregular arrangement, with short bands of fibre-sclereids (21). Collapsed sieve tube elements and parenchyma cells present in the annual ring before last (23). Rays optionally accompanied by cells with polyhedral crystals (21-22; 22 = 21 in xpl: crystals glow in polarized light). Weak ray dilatation by cell extension. Primary phloem appears as groups of fibre-sclereids (19, 24-25; 25 = 24 in xpl). **Periderms** (23-25): The

initial periderm is built in the phloem, to the inside of the primary phloem (24). **Following periderms** occur in the phloem tissue, to the outside of the conducting phloem, in every annual ring (23: 1 = initial periderm, 2 = second periderm). Phelloderm consists of one or two cell layers of square thin-walled cells, phellem consists of two to four layers of non lignified square thin-walled cork cells. **Cortex** (24): sharp transition between inner and outer cells. Inner cells thin-walled, 40-120 µm in diameter, angular, oval or roundish, few druses, with small intercellulars. Outer cells thin-walled, 20-40 µm in diameter, oval or roundish, few druses, with few small intercellulars. Cortex tissue is present only in the first and second year. **Epidermis** cells thin-walled (26). The epidermis is present only in one- and two-year-old twigs.

Tangential section (27-28)

Phloem (27-28; 28 = 27 in xpl): Rays accompanied by cells with polyhedral crystals (28: crystals glow in polarized light).

